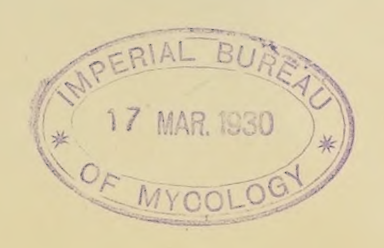




PUBLICATIONS DU MINISTRE ROYAL DE L'AGRICULTURE DE HONGRIE.

ANNALES

DE

L'INSTITUT CENTRAL AMPÉLOLOGIQUE ROYAL HONGROIS

PUBLIÉES SOUS LA DIRECTION

DU

Dr GY. DE ISTVÁNFFI

PROFESSEUR DE L'UNIVERSITÉ, DIRECTEUR DE L'INSTITUT CENTRAL AMPÉLOLOGIQUE ROYAL HONGROIS, MEMBRE CORRESPONDANT DE L'ACADÉMIE DES SCIENCES HONGROISE, DE LA SOCIÉTÉ DES SCIENCES NATURELLES ET MATHÉMATIQUES DE CHERBOURG, DE L'ACADÉMIE D'ARRAS, DE LA SOCIÉTÉ ROYALE DE BOTANIQUE DE RATISBONNE.

TOME II. 1902.

AVEC I–XXIV PLANCHES HORS TEXTE ET 12 FIGURES DANS LE TEXTE.



BUDAPEST

SOCIÉTÉ D'IMPRIMERIE ET D'ÉDITIONS PALLAS

1902.

Mr George Massee F.L.S.
Presid. of the British Mycological Society
with the authors best respects.

ÉTUDES

SUR LE ROT LIVIDE DE LA VIGNE (CONIOTHYRIUM DIPLODIELLA).

PAR

LE Dr GY. DE ISTVÁNFFI.

«L'Institut Ampélologique a pour tâche et pour vocation d'appliquer pratiquement pour le plus grand bien et profit de la Viticulture les résultats de ses recherches approfondies, exécutées à l'aide des moyens les plus perfectionnés de la Science, engageant ainsi la Viticulture dans la voie du développement, du progrès et du perfectionnement.»

IGNACE DE DARÁNYI
Ministre Royal de l'Agriculture de Hongrie.

PRÉFACE.

La viticulture hongroise a eu, dans ces dernières années, beaucoup à souffrir des temps humides. Des plaintes sont affluées de partout déplorant la pourriture des grappes.

Les maladies cryptogamiques provenant de cet état de choses, ont produit des dégâts énormes et décimé nos vignobles.

Parmi ces maladies, le rot livide (rot-blanc, Coniothyrium Diplodiella) a causé seul des pertes s'élevant à 8 millions de francs environ (en 1901), si nous évaluons ses ravages seulement à un minimum de 10°/₀.

J'ai prouvé dans mes recherches que les spores du rot livide résistaient à la bouillie bordelaise à 7°/₀ pendant 24 heures, et que de plus, dans la bouillie à 2°/₀ elles pouvaient germer.

Ceci confirmerait les plaintes toutes récentes des Américains se reconnaissant dans l'impossibilité de lutter contre cette maladie qui, dans ses conséquences, ressemble tant au black-rot.

Mais on peut tuer les spores merveilleusement résistantes du rot livide grâce aux moyens nouveaux découverts par

nous[1] et en même temps nous avons des armes même contre le black-rot produisant des spores de moindre résistance.

Qu'il nous soit permis au moment où nous publions une partie de nos travaux, d'en signaler la grande importance au double point de vue pratique et pécuniaire.

Car si on peut sauver par nos recherches seulement 2 à 3°/₀ des vignes vouées à la destruction, tous les frais de fondation et d'installation de notre Institut seront amplement couverts, sans parler de la source de profits que nous pouvons ouvrir quand les vignes subiront un traitement plus régulier et plus énergique et surtout, quand elles pourront, le cas échéant, être plus efficacement protégées, dans les années plus particulièrement critiques.

En 1900 et 1901, les laboratoires de l'Institut Ampélologique ont été encombrés de vignes malades expédiées de tous les points de la Hongrie, et sur lesquelles nous avons constaté presque toujours la présence du rot livide.

Ce dernier commençait la destruction qu'achevait ensuite le rot-gris.

Ces deux maladies sont d'autant plus pernicieuses qu'elles attaquent les raisins en voie d'aoûtement et qu'en outre les traitements employés contre elles n'ont, jusqu'à ce jour, donné que des résultats peu satisfaisants.

C'est pourquoi je me suis proposé d'apporter de nouvelles armes pour les combattre énergiquement et efficacement. Le rot livide est particulièrement redoutable, parce que certaines phases de cette maladie sont très faciles à confondre avec le black-rot.

Pour les connaisseurs, il y a entre les deux des différences profondes et essentielles, mais elles peuvent échapper aux yeux

[1] La demande pour l'obtention de brevets d'invention dans les États viticulteurs les plus importants est faite et les bulletins de dépôt sont déjà entre nos mains.

des profanes. Aussi devons-nous combattre le rot livide partout, dans ses moindres manifestations pour empêcher en même temps le développement du black-rot, qui peut un jour ou l'autre faire enfin son apparition chez nous.

Il y a deux choses à considérer dans la lutte contre les maladies des plantes :

1° connaître la maladie non seulement dans ses effets, mais dans ses causes;

2° établir sur ces bases les mesures de protection les plus efficaces.

Nous nous sommes efforcés depuis trois ans de faire l'histoire naturelle du rot livide et de l'étudier au point vue de la physiologie et de l'étiologie.

Nous signalerons en particulier nos travaux sur le développement des conceptacles ou sur la structure des spores qui nous ont fourni de précieuses indications pour la pratique même.

Nos recherches chimiques au microscope nous ayant révélé la présence de matières de chitine dans les membranes de spores du rot livide, nous avons eu par là l'explication de leur grande résistance aux traitements les plus énergiques.

Depuis sa fondation, l'Institut Ampélologique marche dans la voie que lui a tracée Son Excellence le Ministre Royal Hongrois de l'Agriculture IGNACE DE DARÁNYI dans les paroles mémorables que j'ai prises comme devise et continuera à le faire avec un zèle et une ardeur si possible plus grands encore, quand les nouveaux bâtiments de l'Institut Ampélologique seront terminés et aménagés comme il convient à une oeuvre éminemment profitable à la Viticulture Universelle.

Institut Central Ampélologique Royal Hongrois. Budapest.

Dr Gyula de Istvánffi.

I. CHAPITRE.

Partie historique.

Je donne ici en quelques lignes l'historique de la découverte et de la propagation du rot livide.

Le rot livide apparut pour la première fois dans l'Italie septentrionale près de Conegliano en 1878 et fut observé par Spegazzini.[1]

La maladie se présenta sur plusieurs cépages de *Vitis vinifera*, (particulièrement sur le *Rabosa*). On aperçut sur les grappes mûres des taches grisâtres bordées de bandes d'un brun — noir; puis, au milieu des taches rondes ou ovales de 2—8 mm. de grandeur, des pustules noires apparurent, c'étaient les fruits du Rot livide.

Spegazzini nomma ce champignon cause de la maladie, *Phoma Diplodiella*.

Saccardo [2] rangea cette espèce, à cause de la couleur brune des spores, dans le genre *Coniothyrium*. C'était en 1884.

Le rot livide disparut aussi vite qu'il était venu (?) et jusqu'en 1885, nous n'avons rien à signaler sur ce point.

C'est en 1885 que Thümen [3] appelait l'attention des viticulteurs et des phytopathologues sur le rot livide.

Et précisément cette même année Viala et Ravaz [4] découvraient le Coniothyrium Diplodiella sur des grappes sèches à St. Romain (dép. de l'Isère).

[1] Spegazzini, C. Ampelomiceti Italici. Rivista di Viticoltura ed Enologia Italiana. No. 4. 1878. p. 339.

[2] Saccardo, A. Sylloge Fungorum. III. 1884. p. 310.

[3] Thümen, F. v. Die Pilze und Pocken auf Wein und Obst. Wien, 1885.

[4] Viala, P. et Ravaz, L. Le Black-Rot et le Coniothyrium Diplodiella. 1-ère édition 1886. p. 56. 2-e édition 1888. p. 70.

Prillieux [5] [6] le reconnut dans les vignobles de Vendée en 1886 où les pédicelles des grappes étaient particulièrement attaquées —, ce qui occasionnait le desséchement et la chûte des grappes.

Prillieux considérait donc le *Coniothyrium Diplodiella* comme un véritable parasite, tandis que Viala et Ravaz prétendaient en ce temps qu'il était de nature saprophyte.

En 1887, Baccarini [7] trouva au «Laboratorio Crittogamico» de Pavie sur des raisins malades (provenant de Pezetto Torinese, Faënza et Firenze) une nouvelle espèce de Phoma.

Il lui donna le nom de *Phoma Briosii*, mais plus tard, en 1887, en examinant la matière [8] qu'il avait reçue d'Ovada, il acquit la conviction que le Phoma Briosii n'était autre chose que le Coniothyrium Diplodiella à l'état jeune. (Lettre adressée à Briosi.) [9]

Planchon [10] donna en 1887 le nom de «Rot livide» à la maladie et montra la différence qui existait entre le Coniothyrium et le black-rot, tandisque Roumeguère, [11] Pastre [12] le décrivaient, et Foëx et Ravaz [13] le retrouvaient en 1887 dans différents départements de la France (Aude – Hérault, Gard, Vaucluse, Ardèche,

[5] Prillieux, E. Raisins malades dans les vignes de la Vendée. Comptes Rendus hebdomadaires des Séances de l'Académie des Sciences. 11 octobre. CIII. 2-e semestre 1886. p. 652. le même Moniteur Vinicole 1886. Nro. 84.

[6] Prillieux, E. Rapport sur une maladie des raisins observée en Vendée. Bulletin du Ministère de l'Agriculture. Mars 1887.

[7] Baccarini, P. Intorno ad una malattia dei grappoli dell'uva. Milano 1886.

[8] Baccarini, P. Sulla malattia dei grappoli. Giornale le Viti Americane No. 11. 1887.

[9] Cavara, F. Sulla vera causa della malattia a sviluppatasi nei vignete di Ovada. Milano, settembre 1887.

[10] Planchon, I. E. Articles divers, dans La Vigne Américaine, 1887. d'après Viala.

[11] Roumeguère, C. Le Coniothyrium des grains du raisin. Revue Mycologique, 1887. p. 176—177.

[12] Pastre, I. Black-Rot et Coniothyrium Diplodiella. Rapport. Béziers, 1887.

[13] Foëx, G. et Ravaz, L. Sur l'invasion du «Coniothyrium Diplodiella» en 1887. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. CV. 1887. II. sem. No. 19. p. 884.

Drôme, Isère et près de l'Ain où il avait déja causé de grands ravages). On le rencontre à cette époque en Suisse, dans les cantons de Genève et de Vaud;[14] tandisque MICHELI[15] constate cette maladie à Soleure.

SPEGAZZINI n'avait pas encore décrit la cause de rot livide que CATTANEO[16] constatait aux environs de Firenze une autre maladie sévissant dès 1876, et nommée par lui *Phoma Baccae.* Elle avait disparu de même que le *Coniothyrium* pendant plusieurs années, quand elle reparut en 1885 près de Tagliolo (Novi Ligure) et de ROME[17] et en 1885 à Jesi et à FORLI.[18] [19]

Le *Phoma Baccae* occasionna sur les grappes les mêmes dégâts que le *Coniothyrium;* la forme des spores était identique et seuls les basides différaient. Ainsi le *Phoma Baccae* CATTANEO ne se distingue que par certaines particularités insignifiantes du *Coniothyrium Diplodiella,* dont il est, à vrai dire, l'état vert comme l'a prouvé CAVARA.

Le rot livide fut découvert en Amérique en 1887 par VIALA sur des cépages américains du Missouri, il le rencontra aussi, en compagnie de SCRIBNER dans la partie septentrionale du Texas, sur le territoire des Indiens. SCRIBNER[20] [21] l'avait déjà rencontré dans les pépinières d'expériences de Washington.

[14] FOËX, G. et RAVAZ, L. Mémoire sur le Coniothyrium Diplodiella ou Rot Blanc. Annales de l'École Nationale d'Agriculture de Montpellier. III. 1888. p. 304—309. Pl. XI—XII.

[15] MICHELI, M. Beobachtung über Coniothyrium Diplodiella. Verhandlungen der Schweizerischen Naturforschenden Gesellschaft in Solothurn. August 1888. p. 54. — Comptes Rendus des travaux présentés à la session de la Société Helvétique des Sciences Nat. à Soleure, Archives des Sciences Physiques et Naturelles. Sept.—Oct. 1888. p. 56.

[16] CATTANEO, A. Due nuovi miceti parassiti delle viti. Archivio triennale del Laboratorio Crittogamico. III. p. 109.

[17] BRIOSI, G. Bollett. di Notizie Agrarie. 1885. p. 1846.

[18] CUBONI, G. Bollett. di Notizie Agrarie. 1886. p. 1689.

[19] BACCARINI, P. La peronospora viticola nel settentrione d'Italia. Malpighia I. fasc. 2. p. 59.

[20] SCRIBNER, LAMSON F. White Rot of grapes. Colmans Rural World. 1887.

[21] SCRIBNER, LAMSON F. Report on the experiments made in 1887 in the treatment of the Downy Mildew and the Black-rot of the Grape Vine. Depart. of Agriculture. Botan. Divis. Bull. 5. Sect. of Vegetable Pathology. Washington. 1888. p. 34.

En dehors du Missouri et du territoire des Indiens on n'a rencontré le rot livide que fort rarement aux États-Unis en 1877,[22] mais on prétend qu'il y a trois ou quatre ans, lors d'une grande humidité, on remarqua une maladie qui ressemblait à celle-ci.

Le nom anglais de «White Rot» a été emprunté aux Indiens de la tribu Modoc par VIALA, qui introduisit ensuite le nom de rot blanc au lieu de «Rot livide» (PLANCHON).

A mon avis, le nom français rot-blanc et l'allemand Weiss-Fäule ainsi que l'anglais white-rot n'expriment pas aussi bien l'idée que le nom magyar «fakó rothadás», dont l'équivalent français «rot livide» me semblerait meilleure que la dénomination «rot blanc».

En effet, la caractéristique de cette maladie consiste dans le changement de couleur de la baie qui devient dans la plupart des cas livide, — nuance que des initiés reconnaissent fort bien à première vue, tandis que les altérations causées par le black-rot ou par le rot amer tirent sur le brun.

VIALA (en 1887—1889)[23] [24] est d'avis que le rot livide n'a pas autant d'importance que le black-rot, néanmoins il peut cependant anéantir $^1/_5$ de la vendange, mais il se développe rarement sur les grains.

VIALA[24] [25] considère la maladie comme d'origine américaine.

DUFOUR[26] prétend, au contraire, que le rot livide n'est autre que la maladie appelée «coître», connue depuis longtemps des viticulteurs de France.

[22] SCRIBNER, LAMSON F. Report of the Chief of the Section of Vegetable Pathology for the year 1887. Departement of Agriculture. Botan. Divis. Washington. 1888. p. 325—326.

[23] VIALA, P. Le White-Rot ou Rot blanc (Coniothyrium diplodiella) aux États-Unis d'Amérique. Comptes Rendus des Séances de l'Acad. des Sciences. CV. 1887. II. sem. 10. octobre. p. 624.

[24] VIALA, P. Une Mission viticole en Amérique. 1889. p. 258—261.

[25] VIALA, P. Les maladies de la Vigne. Troisième édition. Paris. 1893. p. 331.

[26] DUFOUR, J. Notice sur quelques maladies de la vigne, le Black-rot, le Coître et le Mildiou des grappes. Lausanne. 1888.

Delacroix,[27] en 1890, a décrit une nouvelle espèce sous le nom de *Coniothyrium Vitis*, originaire d'Europe et particulière à la France, puisqu'on ne l'a trouvée nulle part ailleurs.

Le rot livide apparut surtout vers les années 1880 en France et en Italie.

Pirotta [28] et Marchese [29] le rencontrèrent de nouveau en Italie en 1887 (à Ovada et à Erba) et lui attribuèrent le desséchement des baies du raisin.

Cavara [30] [31] le rencontra également à la fin de Juin en 1887 dans les vignes de Casteggio et de Stradella, puis à Ovada et à Erba, mais ce n'est qu'en ce dernier endroit que la maladie parut être parasite et la cause du desséchement.

On doit les premières données sur l'Autriche à Ráthay.[32] Celui-ci rapporte qu'en 1884 à Cormons, le rot livide, au dire des vignerons, détruisit un quart de la vendange.

Roesler [33] et Thümen [34] l'ont, tout d'abord, confondu avec le black-rot, tandisque Ráthay [35] et Prillieux [36] prouvaient d'une façon indiscutable qu'il s'agissait du rot livide et que, d'autre part, le black-rot n'était jamais apparu en Autriche.

[27] Delacroix, G. Espèces nouvelles de Champignons inférieurs observées au Laboratoire de Pathologie Végétale. Bull. de la Soc. Mycologique de France. VI. 1890. p. 139—142.

[28] Pirotta, R. Sulla malattia dei grappoli (Coniothyrium Diplodiella Sacc.). Le Viti Americane. Alba. Agosto 1887.

[29] Marchese, G. Un nuovo malanno delle Uve. Giornale Vinicolo Italiano. Nr. 37. 1887.

[30] Cavara, F. Sulla vera causa della malattie etc. Settembre 1887.

[31] Cavara, F. Intorno al disseccamento dei grappoli della vite. (Peronospora viticola, Coniothyrium Diplodiella e nuoi ampelomiceti italici.) Ist. bot. della R. Università di Pavia. Milano. 1888. p. 11—23.

[32] Ráthay, E. Ueber den Ursprung des White-Rot. Weinlaube. XXIV. 1892. p. 530—531.

[33] Roesler, L. In: Der vierte österreichische Weinbaucongress in Görz. Weinlaube XXIII. 1891. p. 602.

[34] Thümen, F. v. Die Weissfäule der Trauben. Allgemeine Weinzeitung 1891. Nr. 48. — Die Black-rot-Krankheit der Weinreben. 1891. p. 20.

[35] Ráthay, E. Prillieux über den Rot im Küstenlande. Weinlaube. XXIII. 1891. Nr. 48.

[36] Ráthay, E. Erklärung bezüglich des Rot im Küstenlande. Weinlaube XXV. 1892. Nr. 46.

Hugues[37] (alors directeur de la station de Parenzo) a fourni de nouvelles données et constaté la maladie en 1887 dans le jardin de son institut où elle dévasta 70% des raisins Terrano, tandisque le dégât n'était que de 10 à 60% sur les autres cépages. Tous les modes de traitement demeurèrent sans efficacité.

Ráthay[37] lui-même constata sur le Littoral Autrichien (1892), en plusieurs endroits, l'apparition du rot livide qui dévasta particulièrement le Terrano, tandisque les Ortlieber et les Riesling italiens n'étaient que peu attaqués. Les vignes de la station de Parenzo furent atteintes dès l'année 1890.

Ráthay[37] constata l'année suivante le rot livide dans les vignobles de l'Institut Oenologique de Klosterneuburg sur des Laska.

Ráthay[38] le découvrit en 1892 en plusieurs points du Littoral Autrichien, dans le Tirol méridional et la Basse-Autriche.

Royaume de Hongrie. Ráthay[38] a publié sur la Hongrie les données suivantes: «La rédaction du «Weinlaube» reçut le 30 Juillet 1891, de Békés-Csaba, un pli contenant quelques grains que Ráthay ne put examiner qu'au mois de Septembre. Comme ils s'étaient gâtés dans l'intervalle, il en demanda d'autres à A. Stark qui lui avait envoyé les premiers.»

«Celui-ci prétend que la maladie ne s'est présentée qu'au mois d'Août et qu'il traita les vignes au moyen d'une bouillie bordelaise de 6%. Tout d'abord la maladie n'attaqua que les pédicelles des grappes, mais en quelques jours les raisins se desséchèrent également. Stark évalua les dégâts à 8 ou 10%.»

Le *Weinlaube*[39] signala alors à ses lecteurs l'apparation en Hongrie d'une nouvelle maladie de la vigne et l'envoi par le

[37] Ráthay, E. Der White-rot (Weissfäule) und sein Auftreten in Oesterreich. Weinlaube XXIV. 1892. Nr. 26. p. 301—303. Nr. 27. p. 313—316. Nr. 28. p. 325—329. et Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten III. 1893. 1. Heft p. 41—44. Fig. 12.

[38] Ráthay, E. Erkrankungen der Trauben im heurigen Jahre. I. Der Pilz der Weissfäule (White-Rot) oder das Coniothyrium diplodiella. Weinlaube. XXIV. 1892. Nr. 37. p. 433.

[39] Eine neue Traubenkrankheit in Ungarn. Weinlaube XXIII. 1891. Nr. 36. p. 428.

Ministre de l'Agriculture du Royaume de Hongrie d'un délégué spécial, GYULA MEZEY pour étudier la maladie à Búr-Szt.-Lőrinc, à Lengyel et à Békés-Csaba.

C'est donc GYULA MEZEY [40] qui a constaté en Hongrie le rot livide «et c'est depuis 1891 que cette maladie est connue chez nous bien qu'elle existât plus tôt, mais sans qu'on eût remarqué ses ravages».

«En cette année 1891, le rot blanc était répandu, dans de grandes proportions à Békés-Csaba où il détruisit $^1/_{10}$ de la récolte, tandis qu'il causait également de grands dégâts à Helesfa (comté de Baranya), à Lengyel (comté de Tolna), à Miskolc (comté de Borsod) et à Nagy-Maros (comté de Hont). En ces divers endroits la maladie apparut dès la fin du mois de Juillet, au commencement d'Août causant de grands dégâts, particulièrement sur les cépages hâtifs».

«A Lengyel, la moitié des raisins d'Oporto fut anéantie, la maladie attaquant la partie supérieure des pédicelles de la grappe et occasionnant la chûte des grappes».[41]

K. SAJÓ [42] à également publié quelques données sur la Hongrie. En 1897, B. BARNA [43] dans une conférence sur le rot livide prétend que le «Charrinia Diplodiella» détermine des taches noires sur les raisins, que les périthèces se développent également à air libre, que les pycnides ne se rencontrent jamais sur les sarments lignifiés. Enfin K. POSCH [44] a publié une esquisse phytopathologique où il parle du rot livide.

*

Les botanistes italiens se sont beaucoup occupés du rot livide, surtout quand le danger du black-rot est apparu, mais ils

[40] MEZEY, GY. A white-rot vagy a szőlő fakórothadása (Coniothyrium diplodiella Sacc.) Budapest 1891. p. 1—20.

[41] LINHART, GY. és MEZEY, GY. Szőlőbetegségek. 1896. p. 136.

[42] SAJÓ, K. Phytopathologisches aus Ungarn. Zeitschr. f. Pflanzenkr. V. 1895. p. 92—95 et Weitere Mittheilungen über die meteorologischen Ansprüche der schädlichen Pilze. Ibidem XII. 1902. p. 151—157.

[43] BARNA, B. Charrinia diplodiella. Botan. Centralbl. LXXXI. 1900. I. Quart. p. 331—332.

[44] POSCH, K. A szőlő pathologiája. Borászati Lapok. XXXIV. 1902. No. 17 et 19.

ont constamment confondu les deux maladies; il suffit pour s'en convaincre de prendre les ouvrages de ARCANGELI,[45] TRENTIN,[46] CUBONI,[47] BRIOSI[48] et MARTELLI.[49]

RÁTHAY[50] résumant les données de ces cinq auteurs, s'exprime de la manière suivante: «On m'a communiqué officiellement d'Italie en 1892 que jusqu'alors on n'avait pas rencontré le black-rot; partout où des cas douteux se sont produits on a constaté qu'on n'avait affaire qu'au rot livide».

RAVIZZA[51] a bien décrit la maladie en 1891 sous le nom de rot livide ou White-rot; BRIOSI,[52] MASSALONGO[53] nous ont fourni en 1893 des renseignements sur sa propagation et SCALIA[54] a découvert la maladie en Sicile en 1900.

RÁTHAY[55] signala le rot livide en Roumanie en 1892 et reçut de Leordeni (province de Muscel) des grappes atteintes par la maladie; dans cette contrée il n'y avait point de cépages américains.

En 1893, la maladie fut signalée, en dehors de l'Amérique du Nord, de la France, de la Suisse, de l'Espagne, en Autriche,

[45] ARCANGELI. Sopra una malattia della vite. Nuovo Giornale Botanico Italiano. IX. No. 1.

[46] TRENTIN. Di una nuova malattia della vite. Rivista di Viticoltura ed Enologia Italiana. Conegliano. Ser. 2a. X. 1986. p. 449—455.

[47] CUBONI. Le cause del disseccamento dei grappoli. U. o.

[48] BRIOSI, G. Malattie delle viti. Bolletino di Notizie Agrarie. VIII. Ministero d'Agricoltura. Roma 1886. p. 1613.

[49] MARTELLI. Il Black-Rot sulle viti presso Firenze. Nuovo Giornale Botanico Italiano. XXIII. 1891. Nr. 4.

[50] RÁTHAY, E. Der White-rot (Weissfäule) und sein Auftreten in Oesterreich. Weinlaube XXIV. 1892. Nr. 28. p. 326.

[51] RAVIZZA, F. Nuova malattia delle viti, il White-rot ou Rot livido. Bollet. di Agricoltura. Scandicci. III. 1891. p. 264—266.

[52] BRIOSI, G. Rassegna crittogamica pei mesi di luglio e agosto 1893. Bolletino di Notizie Agrarie XV. 1893. p. 595.

[53] MASSALONGO, C. Nuova contribuzione alla micologia veronese. Malpighia. VIII. 1893. p. 97--130., 193—226. 2 tav.

[54] SCALIA, G. I funghi della Sicilia Orientale e principalmente della regione Etnea. I-a Serie. Atti dell'Accad. Gioenica di Sc. Nat. in Catania. Ser. IV-a. Vol. XIII. p. 55.

[55] RÁTHAY, E. Ueber den Ursprung des White-Rot. Weinlaube. XXIV. 1892. p. 531.

en Hongrie, en Roumanie et en Bessarabie. Par endroits, elle prit des proportions considérables, ainsi GOUIRAND [56] signale qu'en 1896 elle causa autant de dommages que le black-rot dans le département du Gers.

A. BERLESE [57] fournit en 1894 de nouvelles données sur l'Italie et VERISSIMO D'ALMEIDA [58] sur le Portugal. En 1896/97 SPESCHNEW [60] rencontre le rot livide au Caucase, PERRAUD [61] dans le Beaujolais, CATTA et MAIGE [62] en 1901 en Algérie.

En 1901 SELBY et HICKS [63] signalent le rot livide en Ohio; il a donc fait une réapparition en Amérique. En Ohio, les vignes sont surtout dévastées par le rot livide et le black-rot. SELBY et HICKS *se plaignent des difficultés qu'ils éprouvent à distinguer le rot livide du black-rot et de la pauvreté de la littérature en ces matières* («which may account for the paucity of the literature on the subject»).

D'après les données qui sont à ma disposition, le rot livide apparut en Allemagne au mois d'Août 1901.

I. E. WEISS [64] l'a trouvé à Wasserburg près du lac de Boden (Bavière) sur des vignes en espalier. Mais je suis d'avis qu'il a

[56] GOUIRAND, G. Revue de Viticulture 1896. No. du 8 Août.

[57] BERLESE, A. Elenco degli insetti ed acari pervenuti per esame al Laboratorio di entomologia agraria presso la R. Scuola superiore in Portici dal 15 giugno al 1 Ottobre. Bulletino di Notizie Agrarie XVI. 1894. p. 59—60.

[58] D'ALMEIDA, JOSÉ VERISSIMO E DA MOTTA PREGO. Les maladies de la Vigne en Portugal pendant l'année 1894. Bull. de la Soc. Mycol. de France. 1894. p. 170—182.

[60] SPESCHNEW, N. N. Materialien für das Studium der Flora Mycologica am Kaukasus. I. Gribnije parasiti. Goriiskago niesda. II. Gribnije parasiti Kachetii. Les parasites végétaux de Kachétie. Arbeit. d. Bot. Gart. zu Tiflis. I. 1896. p. 65—78. II. 1897. p. 199—266.

[61] PERRAUD, J. Le développement du Rot-blanc. La Vigne américaine. 1897. No. 1. p. 30.

[62] CATTA, I. D. et MAIGE, A. Sur l'apparition du Rot-blanc (Charrinia Diplodiella) en Algérie. Comptes Rendus de l'Acad. des Sciences. CXXXIII. 1901. No. 10. 2 Sept. p. 444—445.

[63] SELBY, A. D. and HICKS, J. F. Grape rots in Ohio, Experiments in the prevention of grape rot. Bull. Ohio Agr. Exper. Station. 122. 1901. January. p. 85—102. fig. 1—3.

[64] WEISS, I. E. Die Weissfäule der Weinbeeren (White-Rot) in Bayern. Praktische Blätter für Pflanzenschutz. V. 1902. p. 9—12.

dû apparaître en d'autres endroits, car il n'est pas vraisemblable que les vignes allemandes aient été absolument épargnées. Quoi qu'il en soit, la maladie étant peu connue en Allemagne[65] et n'étant que peu répandue est passée inaperçue. Ajoutons encore à ces données que le *Coniothyrium Vitis* de DELACROIX et le *Coniothyrium Berlandieri* de VIALA et SAUVAGEAU[66] ne sont pas encore signalés comme causant des dégâts.

Il résulte de cet aperçu que:

1. le rot livide est apparu dans la plupart des états cultivant la vigne et y a été déterminé, d'une façon scientifique;

2. que la dévastation n'est que périodique et peut cesser;

3. qu'il a été souvent confondu avec d'autres maladies;

4. que, par ordre chronologique, il a été constaté d'abord en Europe, puis en Amérique, enfin en Asie et en Afrique;

5. qu'il est très difficile de constater dans les états viticulteurs d'Europe l'apparition et la propagation graduelle du rot livide. Les données ci-dessus ont surtout trait à la détermination de la maladie, ce qui ne l'a point empêchée de traîner pendant des années et même de causer des dégâts.

En groupant ces données par ordre chronologique, nous obtenons le tableau suivant: Italie 1878, France 1885, Suisse 1887, [Amérique du Nord 1887], Littoral Autrichien 1884, Basse-Autriche 1891, Royaume de Hongrie 1891, Tirol méridional 1892, Roumanie 1892, Espagne 1893, Portugal 1894, [Caucase 1896 97, Algérie 1901], Allemagne 1901. On ne saurait désigner le pays d'origine de la maladie. Les cryptogames inférieurs sont si répandus dans toutes les parties du monde et si ubiquistes que souvent on ne peut déterminer exactement leur origine.

Aussi, je trouve superflu de m'occuper de ce problème. La question n'est pas tant de savoir d'où vient le rot livide, que de trouver comment nous pourrions nous en débarrasser?

[65] KIRCHNER et BOLTSHAUSER. Atlas der Krankheiten und Beschädigungen unserer landwirtschaftl. Kulturpfl. VI. Weinstock und Beerenobst. 1902. Ne s'occupent pas du Coniothyrium Diplodiella.

[66] VIALA et SAUVAGEAU. Sur quelques champignons parasites de la Vigne. Journal de Botanique 1891. p. 364. Pl. V. fig. 11. et VIALA. Les Maladies de la Vigne. 3-e édit. 1893. p. 380—381.

Il faut pour cela connaître avant tout, de la façon la plus minutieuse, l'histoire naturelle de l'organisme causant la maladie. C'est sur cette seule base que nous pouvons nous demander si la défense est possible.

Or, ne pouvant plus nous en débarrasser complètement, nous devons tâcher de restreindre son extension. C'est le but que je me propose en fournissant des données sur cet important sujet.

Dans la séance de 21 Avril 1902 de l'Académie des Sciences Hongroise, j'ai résumé les principaux résultats de mes recherches. Maintenant je viens de publier ces investigations et expériences raisonnées.[67]

[67] ISTVÁNFFI, Gy. A szőlő fakórothadásáról. Mathemat. és Természettud. Értesitő. A Magyar Tud. Akademia III. oszt. folyóirata. XX. 1902. No. 3. p. 239—271.

II. CHAPITRE.

Le rot livide sur des pousses de vignes européennes.

Cas de Jabuka. Dans le courant du mois de Juin 1901 l'Institut Ampélologique reçut des pousses vertes de vignes européennes envoyées de Jabuka (comté de Temes). Après les avoir dûment examinées je les reconnus incontestablement atteintes par le rot livide. L'envoyeur ayant signalé que la contamination se propageait avec une extrême rapidité, je me rendis en personne sur les lieux. Le propriétaire me fit visiter ses vignobles âgés de 6 ans couvrant une superficie de 28 ares et comprenant des cépages européens, greffés en vert sur Riparia Portalis et situés dans des endroits humides.

Ils étaient peu soigneusement cultivés et complètement contaminés par le rot livide.

Les pousses étaient en partie brûlées, leur voile brunâtre, leurs mérithalles fasciés, leurs noeuds d'une grosseur anormale. (Planche II, fig. 5, 6.) Leurs feuilles étaient d'une couleur vert foncé sale et présentaient, par endroits, de longues taches, couleur brun-tabac, sur lesquelles s'apercevaient une multitude de petites pustules noires. (Planche I, fig. 1.)

Cette infection était répandue dans 250 ou 300 pieds de vigne.

Sur place je répétai et j'expliquai au propriétaire la marche à suivre pour combattre la maladie et de plus, je veillai tout spécialement à ce que les instructions reçues déjà par écrit fussent exécutées à la lettre. La plupart des pousses malades furent coupées mais non brûlées comme elles auraient dû l'être. Elles restèrent au contraire dans le vignoble, ou furent même

employées comme ligature pendant l'accolage. Aussi n'est-il pas surprenant que sur quelques ceps, les pousses servant de ligatures, déterminèrent de nouvelles infections et ainsi une propagation de la maladie.

Dans le vignoble situé dans des endroits humides, beaucoup de pieds présentaient des cas de court-nouée. Ils étaient aussi contaminés (j'en ai recueilli des échantillons le 26 Juin) par le voile; la pousse terminale montrait une *fasciation en spirale.* Pour suppléer la pousse terminale dépérissant, les bourgeons axillaires de la quatrième à la septième feuille, donnaient naissance à de robustes pousses axillaires. C'est de cette façon que, par la suite, tout le pied de vigne devint rabougri.

Dans le courant de Septembre je fis examiner de nouveau l'état des vignes contaminées. Mais, depuis le mois de Juin la maladie ne s'était nullement développée, aussi, depuis que les pousses contaminées avaient été taillées, on ne remarquait sur les pousses axillaires aucune trace d'infection; elle n'était visible que sur les mérithalles supérieurs des pousses qui n'avaient pas été suffisamment pincées. Des traitements sérieux et de plus, *au mois de Septembre, une sécheresse persistante* avait empêché un développement ultérieur plus considérable de la maladie. Sur les grappes, on n'apercevait trace de la contamination, ni sur les premières grappes ni sur celles de la St.-Martin, tandisque dans le même temps le rot livide, le Botrytis et le Mildiou sévissaient dans les vignobles de Versec distants d'environ 17 kilomètres de Jabuka.

Il convient donc de remarquer relativement au rot blanc de Jabuka:

1° *que les feuilles, elles aussi sont attaquées, ce qu'on n'avait pas constaté jusqu'alors et ce que tous les auteurs se refusent à admettre* (planche I, fig. 1, 2);

2° *que la maladie est accompagnée de fasciation et de court-nouée* (planche II, fig. 5, 6, 7);

3° *que les pousses des souches contaminées sont complètement desséchées, le bois formant un tube vide* (planche I, fig. 3; planche II, fig. 9—12);

4° que *le pied de vigne même peut mourir* (planche I, fig. 3).

Nouvelle apparition du rot sur les pousses vertes en 1902. *Foyers.* 1. Aux environs de Királyhalom (comté de Csongrád) la maladie est apparue vers le 20 Juillet 1902 dans deux vignobles voisins sur des Chasselas cultivés en sables immuns. Dans un endroit, on a constaté des dégâts sur 80 100 ceps, dans l'autre sur 30—40. Le temps sec et chaud a entravé la maladie dans son foyer.

Les symptômes correspondent à ceux déjà observés à Jabuka, mais *les parties terminales des pousses ont seules dépéri.* On a constaté que les voiles desséchés portaient déjà des pycnides mûres.

L'année précédente, au dire des propriétaires, de semblables dégâts sur les souches avaient été observés, mais la maladie avait disparu par suite de l'extirpation des souches qui avaient été brûlées, et les nouveaux pieds de vigne remplaçants étaient demeurés indemnes.

2. En 1902 nous avons constaté le rot livide sur des pousses européennes vers la fin du mois d'Août dans les vignobles des Domaines de la Couronne près de Gödöllő.

Les brûlures ressemblent énormément aux dégâts causés sur les sarments américains dont je parlerai au Chapitre IV.

Outre ces plaies et lésions des sarments nous avons trouvé des souches (Vitis vinifera), portant des renflements calleux à leurs têtes, semblables à celui de la Vitis Rupestris monticola représenté dans la planche V, fig. 30.

En résumé, il est prouvé que le rot livide peut attaquer les cépages européens de la même façon que les cépages américains, dans des conditions favorables à son développement. La sécheresse qui régnait chez nous dans la deuxième partie de l'été, a entravé son développement ultérieur.

Cas de Siklós. Le rot livide a causé des ravages considérables à Siklós. Les échantillons de vignes contaminées qu'on nous expédia m'obligèrent à faire étudier sur place la maladie. Au mois de Juillet (1901) le délégué de l'Institut, en compagnie du propriétaire Ferenc Szabó, professeur au lycée de Szegzárd, visita ses vignobles à Siklós (comté de Baranya).

Les vignobles contaminés du coteau de «Zuhánya» sont situés sur des fonds de lőss, disposés en plans peu inclinés.

Dans le vignoble d'une étendue de 1 hectare 20 ares, un grand foyer de 850 mètres carrés était contaminé par la maladie et les ceps de l'Olasz Rizling (Gentil aromatique Italien) étaient tous ou presque tous attaqués. Les pousses et les feuilles étaient desséchées du haut en bas (planche III, fig. 13—15), tandis que les grappes n'étaient que partiellement grillées.

Un examen attentif des pieds contaminés révélait sur les pousses et *sur les feuilles des lésions occasionnées par la grêle le 9 Juillet.*

C'est 3 ou 4 jours après la chûte de la grêle que le propriétaire remarqua pour la première fois un desséchement sur quelques pieds, et, à partir de ce moment, la maladie se propagea constamment dans ce foyer de 850 mètres carrés.

On ne remarquait point de substance gommeuse sur les ceps déchaussés.

La surface des pousses à partir des mérithalles déjà lignifiés jusqu'au voile était recouverte de pustules brunes d'abord, ensuite noires. Il y en avait de semblables sur les grains des grappes desséchées et sur leurs pédoncules.

Il importe de remarquer tout spécialement que le desséchement partiel des grappes, et la formation des pustules sur les grains arriva même dans l'autre partie du vignoble non atteinte par la grêle. Au dire du propriétaire, *il avait remarqué des dégâts semblables sur les grappes même avant que la grêle ne tombât.*

Le 10 Août 1901, je fis examiner de nouveau les vignobles de Siklós. Je pus alors constater, *que les pousses, de leur sommet jusqu'à la base étaient complètement desséchées, sur une étendue d'environ 500 mètres carrés.* Le desséchement se montrait de place en place, et sur les pousses desséchées on pouvait remarquer, outre le rot livide, d'autres champignons (Phoma flaccida, Pestalozzia).

La souche elle-même n'est pas toujours atteinte par la maladie. Ce qui le prouve c'est que le desséchement ayant cessé aux environs du 3ème et du 4ème oeil inférieur, ils ont produit des pousses parfaitement robustes. On ne remarquait aucun parasite sur les racines. D'ailleurs dans tous les vignobles de Siklós le Coniothyrium était partout répandu.

Au commencement d'Août une deuxième et forte grêle propagea le rot livide et occasionna de grands dégâts à Siklós, mais, avant la chûte de la grêle, la contamination s'était produite.

Les pousses étaient plus particulièrement détruites, soit qu'elles fussent simplement desséchées (planche III, fig. 13—15), soit que, sous les noeuds, il se produisit 3 ou 4 protubérances calleuses, c'est-à-dire que sous le noeud apparussent des incisions annulaires partielles (planche III, fig. 16 - 17).

Mais ce dégât n'a rien de commun avec le rot livide, car il correspond à la *tuberculose de la vigne.*

Ainsi c'est une maladie spéciale que nous avons constatée à Siklós en compagnie du rot livide. Je publierai les résultats de mes recherches sur cette maladie une autre fois.

La tuberculose de la vigne étudiée par ANNIBALE CORVO, CAVARA, TREVISAN, COMES, n'avait pas jusqu'alors été constatée hors d'Italie. On l'attribue à l'action pathologique des bactéries.

D'ailleurs, une incision annulaire peut aussi se produire sur les jeunes pousses axillaires atteintes par le rot livide. Je l'ai constaté dans les vignobles de Kamenitz. Cette incision se produisait ordinairement dans les noeuds et empêchait la propagation de la maladie dans les mérithalles inférieurs. Mais les mérithalles supérieurs étaient complètement détruits et ne subsistaient plus comme, par exemple, dans les pousses américaines de Tarczal. Les mérithalles inférieurs étaient, de la sorte, si indemnes de maladie que l'aoûtement se faisait de façon normale.

1. Destruction du voile.

C'est sur le voile que se manifeste tout d'abord la maladie. Le voile ne tarde pas à se faner; il jaunit et meurt (planche I, fig. 1, 3; planche II, fig. 5—6). Aplati et détruit, il présente de 8 à 12 côtes sur sa surface et, entre chacune d'elles, on rencontre des sillons profonds (planche III, fig. 18). Une section transversale du voile présente, en chacune de ces côtes, un fascicule de collenchyme (c). Ces fascicules, c'est-à-dire les éléments de l'appareil mécanique provisoire se courbent en forme de fer à cheval par suite du desséchement du voile et de la compression des tissus. Les cellules rondes de l'écorce (k) sont com-

plètement remplies d'une substance rougeâtre qui traitée par le bichromate de potasse, rend l'écorce toute noire, par suite de l'accumulation de tanin.

Les fibres libériennes et les fibres de sclérenchyme ne sont pas développées, la partie ligneuse se compose de 40 à 50 petits groupes de vaisseaux. La moëlle du voile est complètement aplatie.

Les petites pycnides (100 μ de large sur 80 μ de haut) se développent toujours sur les côtes de collenchyme (p) et le 28 Juin elles étaient remplies de spores mûres de couleur grise tirant sur le brun.

La contamination se répand du voile sur les mérithalles inférieurs de la pousse. Arrivée sur le noeud, la maladie s'étend sur le pétiole qu'elle détruit et de la sorte, la feuille elle-même se fane. Le noeud ne saurait par lui-même offrir un obstacle suffisant à la propagation de la maladie qui, à ce moment, a déjà ravagé 4 à 5 mérithalles (planche II, fig. 5a). Et, phénomène digne de remarque, tandisque les feuilles se flétrissent, les pousses axillaires résistent mieux et vivent encore un certain temps.

Par suite de la maladie, les mérithalles supérieurs de la pousse verte brunissent complètement et paraissent comme comprimés. Quant aux mérithalles inférieurs, déjà lignifiés, rigides, ils présentent sur leur surface de longs et profonds sillons comme si la pousse avait été fasciée (planche II, fig. 6). Le septième mérithalle qui paraît encore complètement sain, a conservé sa forme régulière (planche II, fig. 6).

Le voile mort était entièrement parsemé de pycnides plus nombreuses vers la base et placées correspondant plus ou moins aux côtes *en séries longitudinales sur l'épiderme.*

Le mycélium se développe entre les cellules dans les jeunes pousses de la vigne.

Au point de vue de la tératologie il est important de remarquer que le dépérissement des pousses vertes était souvent accompagné de fasciation, qui partant du voile se répandait ensuite sur toute la pousse. La moëlle de la pousse fasciée et complètement comprimée devient brune et forme une bande étroite (planche III, fig. 19).

Chacun de ces 36 fascicules cunéiformes libéro-ligneux se compose d'une partie de bois plus âgée et d'une autre non encore

lignifiée et de liber mou couronné de fascicules sclérenchymatiques semi-circulaires (scl). L'ensemble des faisceaux est entouré d'une assise composée de deux couches de cellules. A chaque fascicule correspond dans l'écorce un groupe de collenchyme (c). La couche extérieure des cellules corticales à chlorophylle est située sous l'épiderme et composée de cellules plus grandes, et interrompue de place en place, par les chambres sous-stomatiques. Les stomates enfoncés (souvent jumeaux) présentent une petite antichambre. Enfin, la pousse fasciée meurt comme celles qui ne sont pas aplaties.

2. Mérithalles terminaux.

Vaisseaux ligneux dans l'écorce. Le 27 Juin, j'examinai les pousses de Vitis vinifera recueillies la veille à Jabuka. Dans les pousses dévastées par le voile (1 cent. de diamètre, 70—80 centimètres de hauteur) la partie ligneuse était bien développée, mais la moëlle en grande partie détruite. A l'extérieur, la pousse était complètement parsemée d'une multitude de pycnides (p) (planche IV, fig. 20) situées sur l'hypoderme collenchymatique (c) de l'écorce primaire dévastée. Dans quelques unes, l'hyménium recouvrait complètement l'enveloppe et donnait naissance à des spores.

Au-dessus se trouvaient des faisceaux scléreux (scl) rapprochés et séparés entre eux par des couches de tissus brunis et subérifiés. Le parenchyme de l'écorce avait dès lors totalement disparu.

Une observation plus attentive nous montre, à la place du liber mou, des cavités quadrangulaires, irrégulières, remplies de mycélium (h).

Ainsi, la dévastation se montre tout d'abord dans le liber mou, à la place duquel se forment des cavités, à l'extrémité supérieure desquelles on remarque encore des îlots de fibres libériennes.

A l'intérieur, apparaissent de place en place des taches, débris des vaisseaux ligneux brunis (f).

La partie périphérique du bois se brunit et présente, ainsi que les rayons médullaires (bs), les symptômes les plus évidents de la dévastation.

Parmi tous les tissus dont nous avons parlé jusqu'ici, les faisceaux scléreux sont dans l'état le plus indemne. Les éléments

parenchymatiques de l'écorce ont déjà en partie disparu ou embruni. La dévastation est la plus complète et la plus étendue. Tous les interstices sont remplis de mycélium fin, qui pénètre même dans les vaisseaux ligneux.

Ainsi donc, le parenchyme de l'écorce a complètement disparu, ainsi que le liber mou. Il ne subsiste plus que les grandes cellules à tanin protégées de la dévastation par leur contenu même.

Les couches périphériques du bois ont été également détruites et seule la paroi des vaisseaux ligneux offre quelque résistance.

Mais ce qui est le plus singulier, c'est *l'apparition de vaisseaux ligneux spiraliques dans l'écorce.* Même dans les parties de pousses, d'apparence presque normale où les traces de la dévastation ne sont pas encore visibles, on peut trouver dans l'écorce, interposés entre les faisceaux scléreux, des groupes de vaisseaux ligneux spiraliques. C'est surtout dans les parties *dévastées* par la maladie qu'ils apparaissent le mieux, mais dans ce cas, leurs groupes sont comprimés et de forme triangulaire. Ils sont aussi entourés par des cellules embrunies et comprimées.

Comment ces groupes de vaisseaux ligneux sont-ils parvenus entre le sclérenchyme?

L'examen des rayons médullaires révèle tout de suite la marche du développement.

Dans ce cas, la pousse verte a essayé d'enrayer la dévastation des tissus causée par la maladie.

Les rayons médullaires, par une division rapide, ont produit une nouvelle couche génératrice entre les faisceaux et formé le tissu cicatriciel, ainsi que tous les éléments nouveaux du faisceau libéro-ligneux. *Mais il était déjà trop tard pour arrêter le fléau,* et le mycélium pénétrant continuellement a détruit même ce tissu cicatriciel, sauf les vaisseaux ligneux spiraliques dont les parois ont été aussi attaquées et brunies par la maladie. Ces vaisseaux, (sp) derniers vestiges du tissu protecteur, ont été poussés entre les faisceaux scléreux, par suite de la pression exercée par le mycélium et les tissus latéraux.

La figure 20 de la planche IV montre sous le groupe des vaisseaux ligneux de l'écorce une grande cavité oblongue, remplie

de mycélium fin (m). Elle remplace le tissu cicatriciel produit par les rayons médullaires élargis en forme d'éventail. Les restes du tissu mort et comprimé entourent également cette grande cavité, en formant autour d'elle une paroi spéciale.

Dans les pousses vertes de Jabuka, le collenchyme comprimé était très riche en sphaero-cristaux (des saccharoses) bien développés et de structure très remarquable. Je l'ai constaté le 7 Avril dans des préparations microscopiques faites à la glycérine. Il avait fallu neuf mois pour que la différenciation pût s'accomplir.

Nous pourrions à présent nous demander par suite de quelles circonstances la pousse de la vigne n'avait pas pu s'aider elle-même comme les sarments américains de Tarczal (v. le IVme Chapitre). Pourquoi son écorce ne s'était-elle pas fendue pour livrer passage au débordement du tissu cicatriciel, qui, libre de se développer, eût pu fermer sa plaie et empêcher l'expansion de la maladie?

L'explication la plus vraisemblable est la suivante:

I. La dévastation était de trop grande dimension, se présenta trop tôt et se propagea trop rapidement dans la jeune pousse, détruisant les éléments parenchymatiques de l'écorce;

II. puis le collenchyme comprimé resserra en forme d'un anneau trop étroit la pousse qui par la ruine de ses cellules n'était plus en état de produire de nouveaux tissus capables de briser l'obstacle construit par elle-même.

3. Examen des mérithalles ligneux inférieurs.

La moëlle de la jeune pousse remplit encore presque complètement le tube de bois et seules les cellules médullaires périphériques sont détruites de sorte que la masse de la moëlle subsiste séparément dans le tube ligneux.

La partie ligneuse est bien développée, mais sur ses bords on ne rencontre que les débris des cellules du liber mou mort, entre lesquelles on reconnaît encore les cellules à tanin. A cette mince ceinture font immédiatement suite les grands faisceaux sclérenchymatiques intacts recouverts d'une couche brune audessus de laquelle se trouvent les pycnides.

La dévastation avait dans ce cas suivi une autre marche que dans les autres pousses. Le bois récèle aussi du mycélium

qui a détruit tout ce qui se trouvait sur son passage dans l'écorce, et le collenchyme lui-même. Le mycélium se trouve aussi dans la moëlle et en a détruit la partie périphérique.

La ceinture sclérenchymatique d'une pousse semblable tombe très facilement et l'on aperçoit le bois complètement dénudé et desséché. Aucune trace de formation gommeuse ou de thylles. La pousse ne saurait ainsi arrêter la propagation de la maladie.

Mycélium. On peut étudier le mycélium dans les cellules médullaires et dans les parties ligneuses voisines (planche IV, fig. 21.). Les cellules médullaires mortes, comprimées, forment une couche brune à la périphérie de la moëlle (b), tandisque les mieux conservées exhibent encore des filaments de mycélium. Les cellules rapidement détruites sont complètement vides et leurs parois restent parfaitement normales. Mais les cellules médullaires qui sont en contact avec le bois présentent un autre aspect parce que leur membrane est gonflée irrégulièrement. C'est ici que la force dévastatrice du mycélium se manifeste le plus :

a) les filaments transpercent les parois (1) et pénètrent ainsi dans les cellules voisines, *b)* parfois ils passent à travers les ponctuations (2) ou bien, *c) après avoir pénétré dans la paroi* s'y établissent et s'y développent (3). La figure 21 de la planche IV présente beaucoup de sections de branches de mycélium, où l'on peut toujours remarquer que la paroi des cellules est *gonflée au-dessus de la partie transpercée.*

Les effets destructeurs du mycélium s'observent mieux encore sur le plasme. A ce propos, les vaisseaux ligneux (e), le parenchyme du bois (p) et les couches voisines des fibres ligneuses (r) nous offrent les meilleurs exemples.

La présence et l'action du mycélium se révèlent aussitôt dans les cellules apparemment intactes et remplies de plasme, en ce que leur contenu se rétrécit. La maladie arrête naturellement la nutrition du plasme, et les enzymes, produits par le mycélium, se répandent sur une plus grande étendue, traversent les parois cellulaires, les gonflent et tuent le plasme.

Au voisinage des corps protoplasmiques contractés se montrent des branches de mycélium qui se sont déjà introduites dans

les cellules et commencent à en détruire immédiatement le contenu (m). Au fur et à mesure que les branches de mycélium se développent, la dévastation du plasme s'opère.

Les filaments mycéliens renfermés dans les cellules sont irrégulièrement gonflés, varicueux, de dimensions variables et très peu cloisonnés.

Dans les cellules des rayons médullaires les filaments suivent la direction des cellules (planche IV, fig. 22) de sorte que les rayons médullaires constituent un véritable pont contribuant à la propagation de la maladie du côté de la moëlle aussi bien que du côté de l'écorce.

4. La moëlle à cloisons.

Dans bien des cas la dévastation des pousses malades n'est que partielle. Sur le côté le plus attaqué, les faisceaux de collenchyme (qui forment des côtes saillantes) sont déjà réunis presque complètement. Ils forment de la sorte une ceinture (large de 240 à 280 μ) composée de 10 à 12 assises de cellules.

Sous cet anneau collenchymatique le parenchyme cortical s'est comprimé, jauni et les faisceaux scléreux (d'une hauteur de 80—90 μ) *demeurant tout petits ne se composent plus guère que de 25 à 30 fibres* jaunies légèrement unies.

Le liber est aussi complètement ruiné et les tubes criblés se reconnaissent à leur contenu jaune foncé, luisant. La formation du bois nouveau est peu considérable.

L'autre côté de la pousse souffre moins, les faucilles de collenchyme couvrent chacune, deux ou trois faisceaux scléreux à la fois; *elles ne sont pas encore réunies les unes aux autres* et ont une hauteur de 320 à 400 μ. La dévastation du parenchyme de l'écorce situé entre eux est aussi très accentuée.

C'est, dans les parties plus intactes, comme je l'ai signalé, à l'embouchure des rayons médullaires que commence la guérison. Quelques uns des rayons médullaires s'élargissent (dans la partie malade ils n'ont qu'une largeur de 120 μ et 4 à 5 couches) et atteignent une longueur de 270 μ avec 8 ou 9 couches, et un cambium intrafasciculaire se produit à l'endroit où ils sortent du bois. Le cambium donne naissance à un nouveau faisceau, qui s'entoure, à son côté extérieur, d'un tissu de division de 5 à 6 assises.

Lorsque la moëlle commence à dépérir, elle est brunâtre, humide, mucilagineuse (planche II, fig. 9).

La moëlle de la pousse se réduit en cloisons, fait très remarquable et auquel on n'avait pas jusqu'alors prêté d'attention, de même qu'au dépérissement de la pousse en général.

La marche du cloisonnement est facile à observer sur une pousse fendue en deux (planche II, fig. 10).

Les cloisons de la pousse se supperposent en étages et *un mérithalle d'une longueur de 5 cm. compte jusqu'à 55 cloisons,* mais à côté des parties denses cloisonnées, on remarque des cavités plus ou moins grandes situées à la place de cloisons disparues.

A la fin, les cloisons disparaissent entièrement et il ne reste de la pousse desséchée qu'un tuyau de bois (planche II, fig. 11, 12).

Une section longitudinale pratiquée au moment de la formation des cloisons permet de constater que les cellules médullaires vides, ordinairement de 180 μ de diamètre, sont aplaties et que la hauteur des cellules n'a plus que 30—30 μ, c'est-à-dire, qu'en dépérissant et en jaunissant, elles affectent la forme d'une tuile (vue de haut en bas) et, comprimées même de côté, elles n'ont plus que 130 μ de hauteur.

Les cellules du diaphragme sont plus fortement ponctuées, parfois même réticulées. Elles ne jaunissent que partiellement et tout d'abord sur les côtés libres, autrement elles sont vides.

En résumé, il ne reste de la moëlle que le diaphragme, toutes ses autres parties sont détruites (planche II, fig. 12).

On ne trouve d'amidon que dans quelques cellules de l'écorce, mais il n'y en a que quelques grains ; autrement, le bois, les rayons médullaires, la moëlle tout est vide, ou pour mieux dire, la pousse a complètement dévoré ses matières nutritives.

Le liber extrêmement comprimé n'est plus capable d'activité et les deux cambiums s'efforcent en vain d'opérer la guérison. *Avec la ruine du feuillage la pousse dépérit vite et se dessèche jusqu'à sa base.*

5. Le rognage et le rot livide.

Les blessures des pousses vertes taillées au rognage peuvent offrir un terrain de développement favorable au rot livide. Dans les parties blessées au rognage, les cellules dépérissent, les parois s'embrunissent, mais la formation de liège, à l'endroit de la plaie, ne commence pas immédiatement. A l'extrémité supérieure de la jeune pousse verte de 4 mm. les cellules embrunies et mortes se collabent et c'est alors que le rot livide s'en empare et leur dévastation est d'autant plus remarquable que l'embrunissement des parois cellulaires continue graduellement à l'intérieur. Les plus grands groupes de cellules eux-mêmes disparaissent tout-à-fait, dévorés par le mycélium, tandis que des vides se forment à leur place.

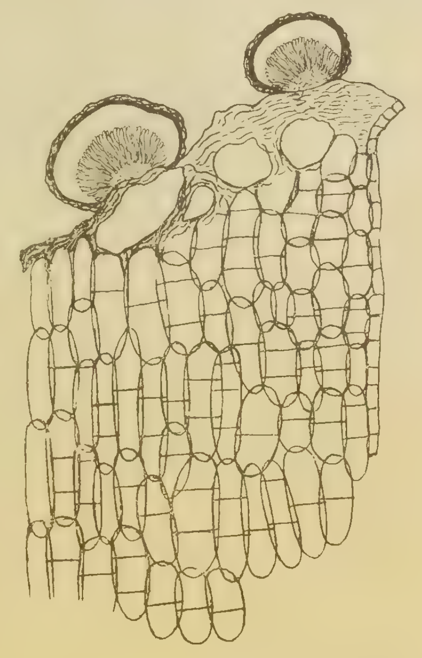


Figure 1. VITIS VINIFERA.

Coupe longitudinale d'une pousse verte (de 4 mm. épaisseur) montrant les pycnides se développant à la surface de la plaie, causée par la taille en vert (rognage). Les cellules de l'écorce en cloisonnement intense se transforment en tissu cicatriciel. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{16}$ object. apochromat. Grossiss. 62.

La pousse se défend, et les cellules de l'écorce se divisent rapidement pour boucher la grande surface de la plaie et pour empêcher l'humification et la dévastation causée par le parasite.

Au temps du rognage régnait assurément une température humide et chaude à la fois. Les cellules ne contenaient pas d'amidon, aussi l'infection s'était-elle effectuée dans une période de sensibilité extrême.

Les blessures causées par le rognage concourent étrangement à faire répandre la maladie. J'ai pu constater ce fait, non

seulement sur les jeunes pousses au mois de Juin, mais encore sur les pousses régulièrement aoûtées et ayant une belle écorce brune. Les matières recueillies dans les vignobles de Kámenitza et de Visonta m'ont offert de nombreux cas intéressants.

En somme, j'ai constaté que sur les terrains contaminés par le rot livide, la maladie avait trouvé *dans le rognage un auxiliaire, les pousses rognées ayant été régulièrement atteintes.*

La dévastation des mérithalles inférieurs encore intacts dépend de la place du rognage. Si l'on a coupé les mérithalles, la partie de la pousse restée tombe entièrement malade et les pycnides la recouvrent (planche I, fig. 4a, cs). Si le rognage a été exécuté immédiatement au-dessus des noeuds, on voit s'y former une cicatrisation plus grande et la maladie ne se répand pas plus loin (planche I, fig. 4a, n). Le diaphragme forme ici barrière, tandisque, dans l'autre cas, il en était incapable et le mérithalle inférieur est également détruit, devient noirâtre, pourri, poudreux (planche I, fig. 4b).

Il est bien rare que la guérison s'opère quand la section a eu lieu dans le mérithalle, et le fait ne peut se produire qu'au cas où du tissu cicatriciel s'est formé sur la section.

La partie de la pousse restée peut non seulement contaminer le mérithalle inférieur, mais encore les pousses latérales et leurs mérithalles (planche I, fig. 4b). La moëlle de la pousse latérale est devenue jaunâtre (h_2), son bois commence à dépérir (f), tandisque sur la partie extérieure-inférieure de la bifurcation elle est absolument intacte.

Ici même l'autre branche dépérit *par suite d'une infection intérieure.*

III. CHAPITRE.

Rot livide sur les feuilles des vignes européennes.

Jusqu'alors on n'avait point constaté l'apparition du rot livide sur les feuilles des vignes européennes. Nos observations sont donc, à ce point de vue, entièrement nouvelles et nous autorisent à en tirer des conclusions d'une importance considérable pour l'explication de la propagation du fléau.

C'est dans les vignobles de Jabuka que nous avons trouvé pour la première fois des feuilles contaminées.

Toutes les feuilles se desséchèrent, prirent d'abord une couleur vert-sale, puis brunâtre, mais les feuilles desséchées ne tombèrent pas.

Autour des nervures principales de la feuille se présentèrent des taches brunes de 3—4 cm. de longueur avec une largeur maximum de 1—$1^1/_2$ cm. (planche I, fig. 1).

Des pustules d'un brun-foncé se développèrent sur ces taches, c'étaient les pycnides du rot livide. A ce moment, la feuille était encore verte, ses tissus n'étaient desséchés qu'aux parties maculées. Mais, par la suite, sur ces marges la feuille devint crépue, vert-sale, dépérit complètement et se dessécha.

On peut constater avec un faible grossissement que les pycnides se développent au-dessus des branches fines de la nervure, mais rarement au-dessus du parenchyme. En un mot, les pycnides se développent en général au-dessus du système conducteur. On les trouve également sur la face inférieure de la feuille, mais en plus petit nombre (figure 2).

L'épiderme a complètement dépéri, s'est embruni et se frise au-dessus de la tache (figure 3). On peut voir par endroits des bandes, restes des poils morts. Le parenchyme est encore vert, mais le contenu des cellules s'est contracté et les pycnides

aplaties s'enfoncent souvent jusqu'à l'aërenchyme; l'enveloppe de la pycnide se compose de cellules irrégulièrement tressées (planche IV, fig. 23_1) rangées en trois ou quatre couches. L'enveloppe présente une marge brune et saillante autour de l'orifice (planche IV, fig. 23_2). Vu de haut, l'ostiole est fermé par des filaments incolores dirigés vers le centre (planche IV, fig. 23_3).

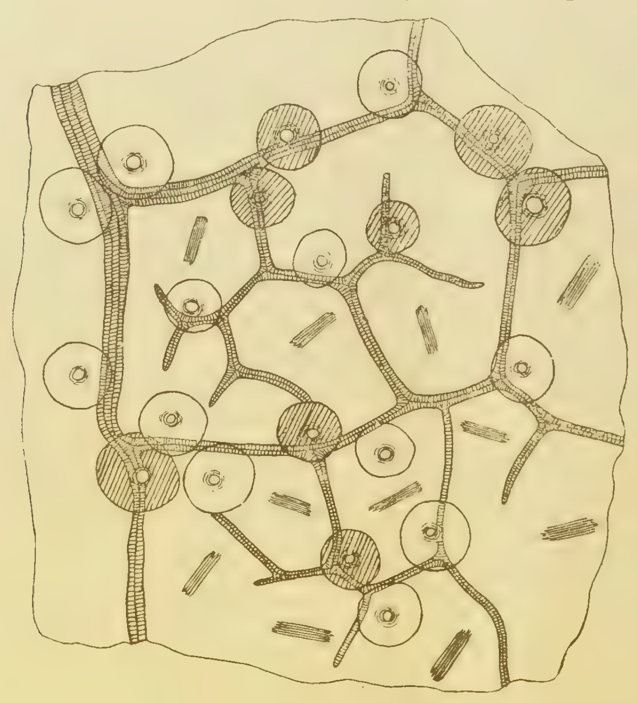


Figure 2. VITIS VINIFERA.
Rot livide sur la feuille. Les pycnides s'y développent au-dessus de l'appareil conducteur. Les pycnides plus claires occupent la surface supérieure de la feuille, tandisque les plus foncées se sont développées sur la face inférieure. Zeiss : ocul. compens. 4/16 object. apochrom. Grossiss. 62.

La hauteur des pycnides varie entre 95 μ et 144 μ, leur largeur entre 158 et 187 μ. Les spores sont aplaties d'un côté, ou de forme ovale, elles sont pointues à leurs extrémités inférieures, affectant parfois la forme d'un bec (mesures : 10 - 12×6 μ 12×8 μ); elles sont incolores, leur contenu est granulé et présente en son milieu une grande hydroléucite (planche IV, fig. 23_4).

Les filaments sporogènes ont une épaisseur de 2—3 μ, une longueur de 30 μ, sont pointus comme une aiguille et arqués de différentes manières ; les plus jeunes qui ne produisent pas encore de spores, sont parfaitement pointus et serrés à l'un à l'autre dans l'hyménium.

Dans le tissu de la feuille se trouve un reste de mycélium très tenu, et, immédiatement au-dessous de la pycnide, on aperçoit des filaments de mycélium secs, embrunis, qui pénètrent à la façon de rhizoïdes entre les cellules du parenchyme (planche IV, fig. 23_2).

Le rot livide apparut encore en 1901 à Nyitra sur des feuilles de Vitis vinifera et c'est le 15 Août que nous en reçûmes des

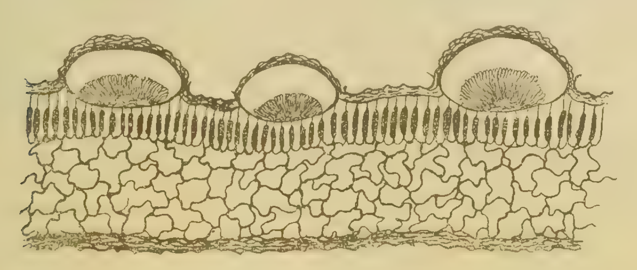


Figure 3. VITIS VINIFERA.
Coupe transversale de la feuille avec des pycnides enfoncées. L'épiderme brune s'est ridée. Zeiss : ocul. compens. 4/3 object. apochrom. Grossiss. 333.

échantillons. Les pycnides étaient plus grandes que de coûtume, larges de 320 μ et hautes de 240 μ.

Dans les vignobles de Rákovácz nous avons recueilli personnellement le 6 Août 1901 sur des vignes européennes des feuilles attaquées par le rot livide.

La maladie apparut ici de façon différente. Les feuilles avaient une belle couleur verte, les pycnides se présentaient sous forme de petites pustules couleur de rouille parsemées, une à une, ou en groupes de 3 à 4 (leur diamètre est 240 μ) ; les tissus de la feuille étaient devenus bruns autour de leurs bases et les cellules-pallissades (avec un diamètre de 8 μ, une hauteur de 40 à 50 μ) brunissaient et mouraient (planche IV, fig. 24).

La contamination se répandit même dans les tissus conducteurs, dans la nervure. Les spores n'avaient pas encore de couleur ;

elles étaient pointues à leur extrémité inférieure, tandis que l'autre était arrondie; leur grandeur était de $18 \times 6\ \mu$.

Le cas de Rákovácz nous a fourni *la preuve que la feuille pouvait encore végéter et son épiderme* (entre les pycnides) *demeurer intact après le développement des pycnides.* Les feuilles de Jabuka au contraire s'étaient desséchées immédiatement après.

Ainsi, au diagnose du rot livide en tenant compte des faits, que nous venons de rapporter doit être ajouté: «maculis epiphyllis coriaceo-ochraceis, irregularibus, angulosis totam folii substantiam penetrantibus (3—4 cm. long., 1—1½ cm. lat.) pycnidiis laxe gregariis epi- etiam hypophyllis ornatis, in foliis Vitis viniferae Hungariae».

Les taches causées par le rot livide ne ressemblent pas à celles du black-rot, leur développement est différent. C'est ainsi qu'on ne saurait confondre les deux maladies. En outre, nous savons que les taches du black-rot sur les feuilles se développent en l'espace de 6 heures et donnent même des fruits en 24 heures.[1]

Le rot livide sur les grappes après la floraison.

Sur les pousses de Vitis vinifera qui me furent envoyées de Jabuka le 22 Juin 1901, les grains mêmes des jeunes grappes (diamètre 2—3 mm.) étaient attaqués. L'infection était différente, selon les grappes; elle n'avait dévasté que les grains de 3 mm. tandisque la rafle demeurait intacte (planche XX, fig. 8a.), ou l'infection se montra plus tôt intéressant même les grains de 2 mm. et la rafle entière (planche XX, fig. 8b). L'infection commença sur la rafle et se répandit ensuite sur les grains. Les grappes inférieures demeurèrent intactes.

[1] PERRIER DE LA BATHIE. Évolution du Black-rot sur la feuille. Revue de Viticulture X. 1898. No. 241. p. 130—132.

IV. CHAPITRE.

Rot livide sur les pieds-mères américaines.

C'est à peine si nous trouvons une ou deux mentions de la maladie sur des sarments.

FOËX et RAVAZ[1] ont publié sur ce sujet en 1887, pour la première fois quelques données que VIALA[2] a complétées.

A leur avis, le rot livide est très rare sur les sarments et n'a été remarqué que sur des cépages européens. «L'altération progresse presque toujours du pédoncule primitivement envahi; elle gagne son point d'insertion et s'étend tout autour, tantôt en rayonnant, tantôt dans le sens longitudinal, sur une bande plus ou moins large. Dans ce dernier cas, l'affaiblissement qui en résulte pour le sarment est proportionnel à l'étendue de la zône malade. Si les tissus détruits forment un anneau complet, autour du rameau, différents cas peuvent se présenter. Ou bien cet anneau est d'une faible largeur, et alors ses effets présentent de l'analogie avec ceux de l'incision annulaire. Il se forme, en effet, au-dessus de la partie atteinte, un fort bourrelet de tissus cicatrisiels qui éclate l'écorce en différents points et se montre plus ou moins mamelonné et de forme variée, tandis qu'au-dessous l'accroissement est nul ou insignifiant et n'arrête pas le développement de la lésion; ou bien l'anneau présente une grande largeur. Le bourrelet formé peut encore atteindre un assez grand développement, mais le sarment meurt le plus souvent et se dessèche en prenant des caractères particuliers. Il arrive aussi que la lésion se manifeste directement en un point quelconque du mérithalle sans procéder du pédoncule, en affectant des caractères identiques à ceux que nous venons d'indiquer.»

[1] FOËX, G. et RAVAZ, L. Sur l'invasion du Coniothyrium Diplodiella en 1887. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. CV. 1887. II. Sem. No. 19. p. 884.

[2] VIALA, P. Les maladies de la Vigne. 3e éd. 1893. p. 332—333.

En 1896, on signale un cas [3] où des sarments américains, de provenance hongroise, ont été infectés *par le rot* livide.

Gouirand [4] a publié en 1901 ses observations et constaté le rot livide sur des pieds-mères américaines dans des pépinières abandonnées.

Le Rupestris du Lot a particulièrement souffert. De 10 à 20% des sarments ont été atteints. Il n'y en avait que peu sur les Aramons Rupestris, point sur les Riparia ou les hybrides divers greffés sur les Riparia.

La croissance des pousses malades n'a pas présenté de différence, elles mûrissaient plus lentement et la partie située au-dessus de la lésion ne s'est desséchée que rarement et 3 à 4% des sarments peuvent être considérés comme perdus de cette façon. Si les renflements s'unissent, la guérison est assurée.

La maladie s'est présentée presque toujours à la base des sarments, à 5 ou 10 centimètres de la souche. Quelquefois la partie moyenne a été elle-même atteinte, mais le fait ne s'est produit que sur des sarments rampants.

La plupart des pycnides qui se présentent sur l'écorce sont vides ; la cause en est probablement dans le desséchement rapide de l'écorce détachée. A notre avis, il est plus vraisemblable que les spores étaient déjà disséminées quand Gouirand a examiné les pycnides et c'est pour cela qu'il a constaté leur absence.

Les pycnides sont plus rares sur le bois, mais produisent en revanche des spores nombreuses et qui germent très bien.

Gouirand est d'avis que le rot livide a trouvé comme parasite des plaies un bon terrain de développement dans les pousses blessées par les grands orages accompagnés de grêle du mois de Juin.

A son avis, une telle apparition de la maladie n'est pas dangereuse, le rot livide est très capricieux et peut disparaître l'année suivante, comme il est venu.

Description générale de la maladie. Le rot livide d'après les données qui étaient à ma disposition s'est présenté, pour la première fois sur des pousses de vignes américaines au mois

[3] Revue de Viticulture. VIII. 1896. 15 Août.

[4] Gouirand, G. Une invasion de Rot blanc sur des pieds-mères américaines. Revue de Viticulture. XVI. 1901 No. 409. p. 432—434.

d'Août 1900, dans le quartier de *Vitis Rupestris monticola* de l'École Viticole de Tarczal. Mais c'est au mois d'Octobre seulement que les symptômes de la maladie furent frappants.

Des taches irrégulières d'un brun foncé apparurent sur les pousses et plus tard à la surface de ces taches, de minuscules pustules noires, qui n'étaient autres que des pycnides.

Le mérithalle malade s'était aminci dans quelques pousses en forme de crayon pointu et le mérithalle inférieur encore plus pointu, s'était desséché et le sarment détaché. La partie supérieure de la pousse, qui était demeurée intacte, avait conservé son épaisseur ordinaire.

C'est au mois de Septembre 1901 que les autres données me sont parvenues. Les sarments en question qui ont été ravagés étaient alors très épais, tandis que leurs bases étaient sèches, demeuraient minces, présentaient un renflement du cal, ou étaient noircies sur une étendue de 4 à 5 mérithalles, laissant ainsi passage au callus en un point, ou les parties malades de l'écorce étaient devenues fibreuses comme sur les pousses vertes européennes.

Base du sarment: La maladie apparut généralement près de la base du sarment et plus rarement sur les mérithalles supérieurs. Le même sarment peut être atteint en plusieurs endroits.

Nous avons constaté que l'infection se produisait très fréquemment à partir de la naissance du sarment par 3 ou 4 mérithalles; le sarment était plus mince à cette place et au-dessus, apparaissait subitement un renflement mamelé et un épaississement s'étendant sur une longueur de 3 à 8 mérithalles (planche V, fig. 29—32). Ces épaississements et renflements proviennent principalement de l'arrêt des produits d'assimilation.

Mais la maladie peut éclater parfois en plusieurs endroits à la fois (planche VI, fig. 34 a, b). Dans ce dernier cas, un renflement n'est pas toujours déterminé, il se produit au contraire un renfoncement aux endroits infectés (même figure b).

Les pycnides apparaissent sur l'écorce renfoncée, à fond clair, sous forme de pustules plus foncées. Les bords de la tache sont foncés, puis noirs comme dans une brûlure (planche V, fig. 25—27).

Renflement. La partie du sarment située au-dessus des mérithalles malades s'épaissit plus que de coutume et se déve-

loppe même mieux que les autres sarments absolument sains.

C'est là une conséquence naturelle de l'action du rot livide, l'incision annulaire s'étant faite en ce cas-là.

La partie terminale des sarments malades affectait à l'automne un plissement singulier, vésiculaire et tous les mérithalles de la dite partie devenaient légèrement rosés, puis jaune-paille, enfin blanchâtres (planche VI, fig. 33).

Le desséchement ne se produit que sur un nombre infime de sarments. La plupart des sarments malades produisent des feuilles et des pousses vertes axillaires.

Cépages. Le rot livide n'a été jusqu'ici constaté par nous que sur:

1° la *Rupestris monticola* (40 à 50% des rendements ont été dévastés);

2° la *Rupestris metallica* (on a évalué la perte à 10—12%);

3° la *Riparia Portalis* (très peu atteinte);

4° la *Vitis Solonis* (quelques cas d'infection, seulement), ont été signalés. Dans ces deux derniers cépages la maladie a toujours éclaté aux endroits, où une plaie ou une rupture s'étaient produites pendant l'accolage.

Le quartier de *Rupestris monticola le plus atteint* couvre une étendue de 2 arpents cadastrals (env. 1 hect.), légèrement inclinée; la partie basse a été surtout atteinte tandis que la partie supérieure demeurait presque indemne.

Plus bas dans la plaine, une plus petite étendue de Rupestris metallica présentait quelques cas d'infection. Les plantations étaient faites sur des fonds de löss mi-légers.

Sarments américains recueillis le 13 Mars 1902. Les sarments de Vitis Rupestris monticola pris le 13 Mars 1902 dans les vignobles de l'École Viticole à Tarczal étaient encore en un état hivernal. Les sarments attaqués avaient été laissés pendant l'hiver sur les pieds-mères et le rot livide ne s'était point propagé sur ces sarments ayant passé l'hiver en plein air. Au printemps, on constata facilement qu'ils étaient restés dans le même état qu'au temps de la chûte des feuilles. La seule différence consistait dans la couleur des sarments.

L'écorce des parties atteintes, celle de la zône de desséchement, de la zône calleuse, celle du renflement a changé de couleur,

et est devenue gris-blanchâtre, comme si on l'avait badigonnée de bouillie calcaire. Sur les bords des taches grises, les lignes de démarcation sont nettement visibles, de couleur noire et ressemblant à une brûlure.

L'écorce des mérithalles aboutissant à la zône de l'incision annulaire, présente parfois de longues fissures d'un brun de rouille, tandisque l'autre surface de l'écorce devient ordinairement gris-cendre et, par endroits, brun-rougeâtre.

Ce changement de couleur en grisâtre est déterminé par l'enlèvement vésiculaire de l'épiderme. La couleur blanchâtre jaune-paille de l'extrémité du sarment devient plus foncée, jaune-brune, mais bien souvent, sous l'action du Cladosporium et des autres Fumagines, le sarment tourne, par la suite, au noir-verdâtre.

Les sarments ont ainsi subi l'incision annulaire, continué à se développer et établi partiellement une communication avec les mérithalles inférieurs qui sont indemnes. Mais l'eau leur fait défaut, leur écorce peu consistante s'enlève facilement.

Différentes formes de dégâts.

Le rot livide sur les sarments américains détermine:

1° Un amincissement effilé (planche V, fig. 28).

2° Un amincissement d'égale épaisseur (planche VI, fig. 25—27).

3° L'enlèvement fibreux (planche VI, fig. 34 c).

4° Une incision annulaire (planche V, fig. 29—32).

1° *Amincissement effilé.* L'écorce morte se serre contre le cylindre de bois mort, elle se fend, mais sans tomber. Les éléments parenchymatiques de l'écorce et notamment ceux du liber ayant été détruits, l'écorce ne se compose plus que de liège comprimé et de faisceaux sclérenchymatiques (planche V, fig. 28).

Ainsi la partie malade du sarment s'amincit surtout en raison de la ruine de l'écorce. Celle-ci comprimée se fendille par des fissures mais ses lanières ne se soulèvent point, car il n'y a point eu de formation de callus. La partie saine située au-dessus de la partie attaquée s'épaissit légèrement. Quoi qu'il n'y ait point eu d'incision annulaire à proprement parler, les communications entre le liber et les mérithalles inférieurs intacts sont interrompues.

2° *Amincissement d'égale épaisseur.* Il est caractérisé par le desséchement rapide de l'écorce qui se fendille mais ne s'exfolie pas toujours (planche V, fig. 25—27). En ce cas également, une infinité de pustules brunes ou pycnides se développent à la surface de la partie malade du sarment; des taches d'un brun-clair qui passent ensuite au brun-foncé apparaissent sur l'écorce qui plus tard tourne au brun-grisâtre (planche V, fig. 26). Elle se soulève partiellement, perd de sa consistance et noircit. On dirait qu'elle a été brûlée. Les rayons médullaires jaunissent et le contenu des fibres ligneuses devient brun. La maladie affecte deux mérithalles y compris l'entre-noeud.

Le noeud supérieur et inférieur empêchent la propagation de la maladie.

Parfois tout le sarment meurt. Dans les sarments morts on ne peut pas apercevoir le mycélium, qui lui-même a dépéri.

Quelquefois c'est la vrille qui aide à déterminer une incision annulaire (planche V, fig. 25).

3. *Enlèvement fibreux.* Il ressemble à l'amincissement lisse ou égal, mais, dans ce cas, l'écorce est plus dévastée (planche VI, fig. 34c). Les faisceaux scléreux également rongés par le rot livide se détachent et les cellules corticales situées entre eux dépérissent, tombent et seuls les faisceaux fibreux sortent de la cavité de la plaie. Les pycnides apparaissent dans ce cas sur le bois dénudé.

4. *Incision annulaire.* Parmi les changements produits par le rot livide le plus intéressant est, sans contredit, la décortication annulaire (planche V, fig. 29—32). Tandisque l'amincissement et l'enlèvement fibreux causent le plus souvent la mort du sarment, la décortication annulaire peut le sauver en empêchant la propagation de la maladie.

L'incision annulaire est A) partielle ou *B) complète.*

A) Incision annulaire partielle.

1. Dans le premier cas, un renflement de petite dimension se produit (sous l'écorce) sur la partie malade du sarment, l'écorce se fend par des fissures plus ou moins longues, qui émettent des *renflements de callus, de forme ovale et gros comme du petit plomb de chasse* (figure 4).

2. L'écorce peut être fendue en plusieurs points et les renflements du callus se pressent comme les grains du rosaire, *c'est le callus perlé* (figure 5).

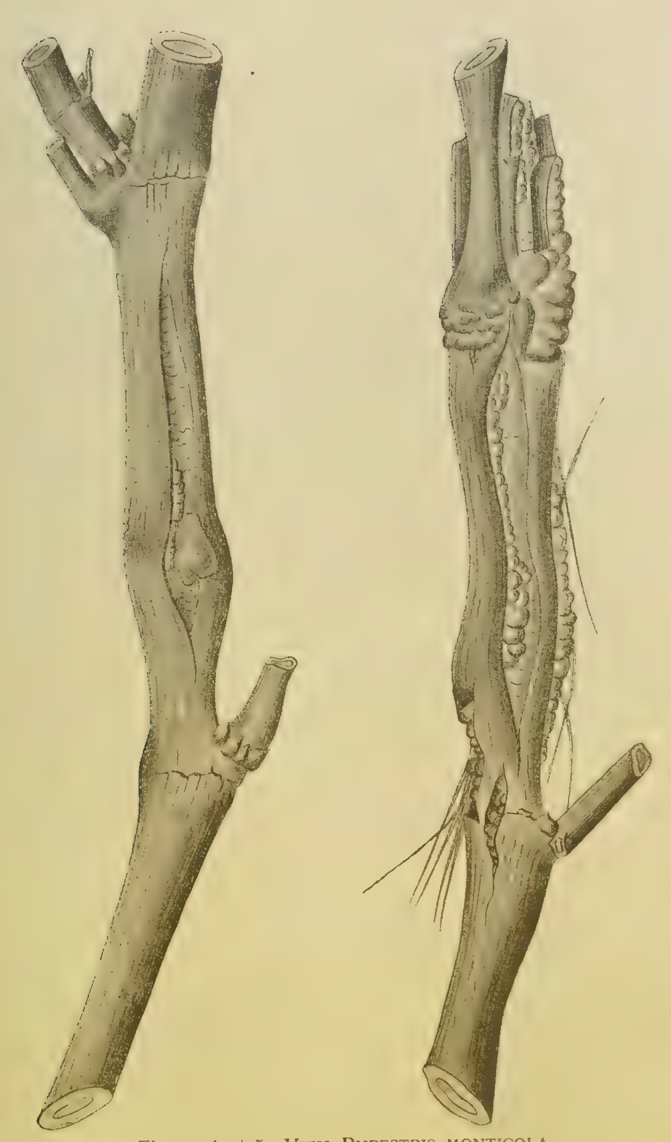


Figure 4 et 5. VITIS RUPESTRIS MONTICOLA.

Figure 4. Incision annulaire partielle. 1-er cas, renflements de callus irréguliers. $^{2}/_{3}$ de grand. nat.

Figure 5. Incision annulaire. 2-me cas, renflements de callus à rosaire. $^{2}/_{3}$ de grand. nat.

B) Incision annulaire complète.

Nous appelons ainsi l'incision dans laquelle le renflement embrasse tout le pourtour de l'axe. Dans ce cas, la partie renflée est enguirlandée vers le bas par un sillon profond d'où partent les corps ronds du callus, gros comme du plomb de chasse et en *forme de grappe. Nous l'appelons callus secondaire* (figure 6_2—7_2).

L'écorce une fois fendue et détachée, on peut constater que la partie renflée au-dessus du sillon enguirlandant a également produit du callus, *c'est le callus primaire* (figure 6_1 et 7_1) qui sert à sauver les mérithalles supérieurs, tandisque celui qui sort du bas sert au sauvetage, à la fermeture de la partie inférieure du sarment dont l'écorce est dévastée. Enfin, dans la zône de desséchement, c'est-à-dire dans la partie inférieure où l'écorce est complètement ruinée, un callus peut aussi se produire, c'est le *callus tertiaire* servant à établir les communications avec la partie intacte (figure 6_3—7_3).

Incision annulaire complète.

On peut distinguer sur les sarments américains atteints par la forme que j'appelle incision annulaire complète, 7 différentes zônes.

I. *La partie blanchâtre, c'est-à-dire la partie terminale* du sarment, qui est d'un développement assez normal, et qui ne montre de changement extérieur que vers l'automne, en prenant à son extrémité une couleur jaune-blanche ou rose-blanche. Elle se compose en général de 4—9 internoeuds.

II. *La zône de l'incision annulaire supérieure,* où la partie montrant les conséquences de l'incision, est composée de 5—6 internoeuds (figure 6 II).

III. *La zône du renflement ou zône de l'incision annulaire inférieure.* Le mérithalle attaqué se gonfle au-dessus du plan de l'infection et acquiert une consistance oedématique. Il devient mou, peu élastique, à peu près comme une jeune pomme de terre, par suite du développement considérable des tissus du liber, gonflés par les matières charriées et forcément retardées dans cette partie du sarment. La partie la plus grosse du sarment commence immédiatement au-dessus du plan de l'incision pathologique, et se rétrécit en forme de col, au-dessous du noeud voisin. La zône du renflement transforme 1 ou 2 mérithalles (figure 6 III).

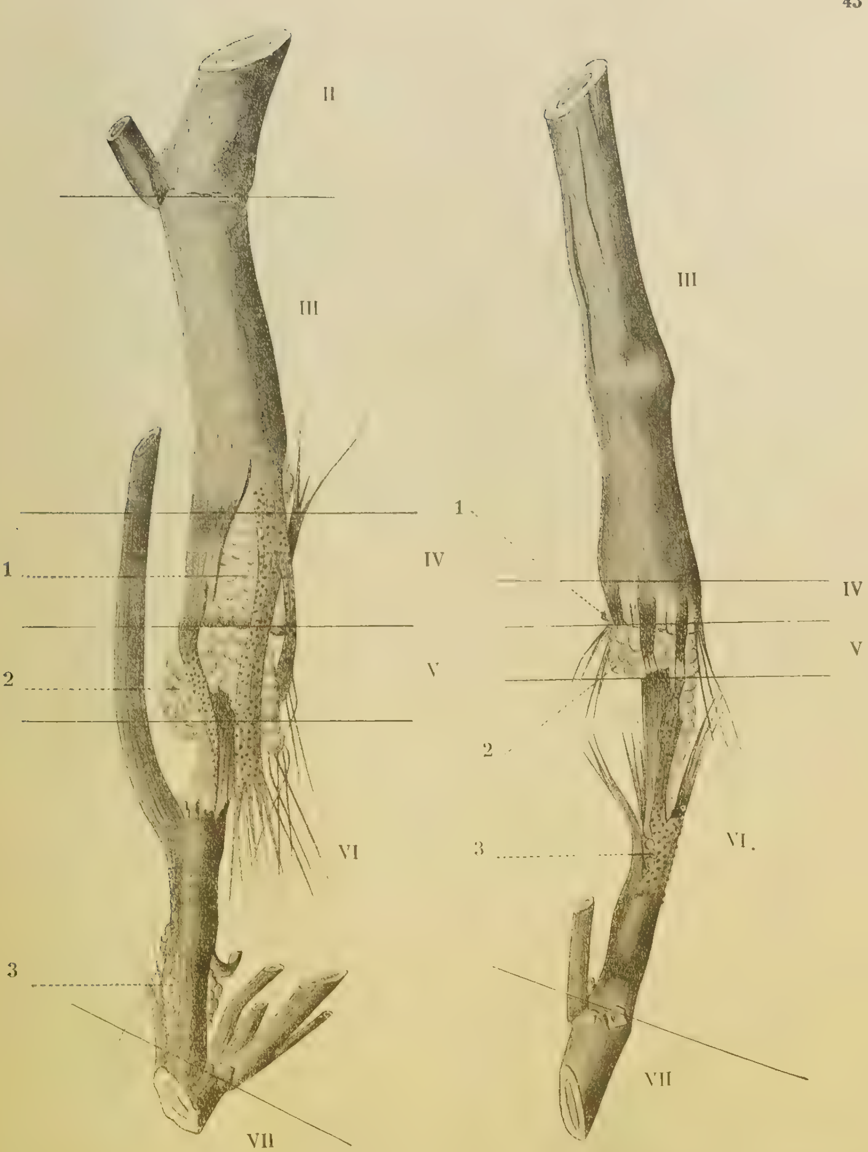


Figure 6 et 7. VITIS RUPESTRIS MONTICOLA.

Figure 6. Incision annulaire complète. État mûr. La partie renflée a produit au-dessus du sillon profond le *callus primaire* (1), et au-dessous de lui le *callus secondaire* (2) en forme de grappe, dans la zône de dessèchement se produit le *callus tertiaire* (3). II. *Zône de l'incision annulaire supérieure*. III. *Zône du renflement*. IV. *Partie supérieure de la zône calleuse*. V. *Partie inférieure de la zône calleuse*. VI. *Zône de dessèchement*. VII. *Zône située au-dessous du dessèchement*. $^2/_3$ de grand. nat. — Figure 7. Incision annulaire complète. État jeune. $^2/_3$ de grand. nat.

IV. *La partie supérieure de la zône calleuse.* C'est la place d'éruption du callus primaire, formé par des masses rondes et qui entoure comme d'une manchette la partie malade (figure 6 IV).

V. *La partie inférieure de la zône calleuse.* Le callus secondaire en forme de grappes y prend naissance (figure 6 V) et atteint même avec ses branches la partie morte du sarment désignée par moi comme :

VI. *Zône de desséchement* (figure 6 VI). C'est le mérithalle aminci par suite du dépérissement total de l'écorce, où la contamination s'est produite. L'écorce comprimée porte les pycnides, s'enlève en forme de lanières et se détache tôt ou tard. L'enlèvement de l'écorce est dû souvent aussi au callus tertiaire. Cette zône comprend $1-1^{1}/_{2}$ mérithalles, parfois, mais rarement 3—4 mérithalles peuvent même être détruits.

VII. *Zône située au-dessous du desséchement* (figure 6 VII). Elle correspond à la base saine et sauve du sarment, et se compose d'1 ou 2 mérithalles. Quelquefois elle manque complètement.

Distribution des changements pathologiques sur les sarments atteints.

	Dénomination du changement	mérithalles à partir de la souche	nombre de mérithalles attaqués	distance (en cm.) des zônes à partir de la souche	longueur des zônes (en cm.)
I.	Partie terminale	11—20 ou 16—20	4—9	58—200 ou 130—200	70—142
II.	Zône de l'incision supérieure	5—10 ou 8—14	5—6	18—58 ou 40—130	40—90
III.	Zône de l'incision inférieure	4—5 ou 6—8	1—2	11—18 ou 28—40	8—20
IV.	Zône calleuse partie supérieure	3 ou 5	-	8—10 ou 22—25	1—2
V.	Zône calleuse partie inférieure	3 ou 5	$^{1}/_{3}$	6—7 ou 21—23	2—3
VI.	Zône de desséchement	1—2 ou 2—4	1—4	0—5 ou 10—20	5—20
VII.	Zône au dessous du desséchement	0 ou 1—2	0 ou 1—2	0—10	0—10

Une section longitudinale de la partie renflée du sarment montre très clairement le processus des changements. L'incision annulaire s'est faite ici dans le noeud (planche V, fig. 30).

La moëlle s'est embrunie jusqu'au noeud inférieur voisin, le bois a pris également une couleur brune-grisâtre foncée et l'écorce s'est desséchée sur la partie morte du bois (au mérithalle inférieur). Sur le noeud annelé, le renflement de callus sort de l'écorce brune sous forme de renflement cartilagineux de couleur jaune, mais on remarque qu'au-dessous de lui une zône plus claire et plus large se prolonge vers la base, en s'effilant.

Dans la partie extérieure de cette zône contenant le bois nouveau et le triple groupe de liber: *le callogène* produit du callus qui se dirige en pointe vers le bas.

En ce cas, au commencement de la maladie, sur la partie de la pousse infectée mais encore verte, le liber et l'écorce ont été dévastés tout autour du bois qui a également subi des avaries et dont les couches externes ont dépéri.

Grâce à l'activité des feuilles, les matières nutritives ont continué à se produire dans la partie supérieure du sarment, au-dessus de la blessure. Le transport de l'eau ne s'est pas non plus interrompu, de sorte qu'une agglomération s'est produite en cet endroit; le riche développement du liber en fait preuve.

Le sarment conserve encore assez d'activité pour continuer sa croissance et même pour faire obstacle à la maladie, par la production du callus.

Mais si la contamination est très considèrable, les sarments dépérissent complètement ainsi que la souche elle-même.

Examinons à présent l'incision annulaire complète au point de vue hystiologique.

Je viens de m'occuper des zônes nommées ci-dessus d'après leur importance, le n° du titre des paragraphes suivants correspond au tableau synoptique (v. page 42 et 44).

III. Zône de renflement.

En examinant sur une section transversale la zône de renflement (planche VI, fig. 36) nous remarquons l'écorce comprimée et partiellement subérifiée (k), recouverte d'hypoderme et d'épi-

derme également comprimés. Les grands faisceaux de sclérenchyme (scl) s'aperçoivent également.

En examinant plus avant, nous découvrons 7 à 8 couches de liège incolore (p), le phellogène (ph) suivies de deux groupes de liber mou déjà partiellement (h^1 et h^2) comprimés avec les îlots correspondants de fibres (à 3—4 assises).

La plupart des tubes criblés sont déjà comprimés et presque vides. Entre eux se trouvent de grandes cellules à tanin (cs), rangées plus ou moins en files radiales.

Le liber primaire (h^1 et h^2) a donc généralement terminé son rôle conducteur mais, il affirme pourtant sa vitalité par la part qu'il prend à la production du phellogène (ph).

Le liber développé d'une façon extraordinaire est divisé par une nouvelle zône méristématique ondulée (composée de 4 couches), parallèle à la surface, qui recouvre le liber secondaire situé audessous d'elle. Cette zône méristématique c'est le callogène (cg), désignation nouvelle tirée de son rôle futur.

Le liber secondaire a une épaisseur de 280 μ (en direction radiale) et se compose de 14—16 couches. Plus intérieurement on trouve le cambium (c) et son produit, le bois nouveau (f^2) ayant encore des parois délicates. Ses vaisseaux ont généralement un diamètre de 40—50 μ, montrent des ponctuations scalariformes ou réticulaires.

Le bois nouveau a une épaisseur de 400 μ. Le bois ancien dans lequel chaque rangée contient de 6 à 7 vaisseaux ligneux (d'un diamètre de 144 à 200 μ) est fermé par le bois primaire (dont les plus grands vaisseaux ne mesurent pas plus de 56—64 μ).

Les vaisseaux ligneux de la partie renflée et surtout les vaisseaux périphériques du bois ancien contiennent beaucoup de thylles, encore jeunes et laissent apercevoir très visiblement la mince couche de plasme et le noyau. Plus bas, les thylles renferment même de l'amidon et forment un pseudoparenchyme oblitérant les vaisseaux. Les cellules de la moëlle sont très grandes (diamètre 120—130 μ).

Les rayons médullaires (ks) courent en forme de rayons corticaux jusqu'au phellogène, ils renferment beaucoup de cellules à tanin, de sorte que l'écorce paraît être rayée. Les rayons

médullaires se composent généralement de 6 à 8 couches (contiennent de l'amidon et de la chlorophylle en petite quantité) et, à leur sortie du callogène, s'ouvrent en forme d'éventail et en s'élargissant, leurs cellules produisent à la périphérie le phelloderme; ils sont aidés dans cette tâche par le liber. De chaque groupe périphérique du liber sortent de 4 à 5 rangées de cellules (semblables au parenchyme des rayons médullaires) qui produisent aussi du phellogène et complètent ainsi l'anneau de phellogène. Par suite, le liber au lieu d'affecter une forme triangulaire, se fond dans le phelloderme, semblable à un haut carré placé sur le cambium.

La formation du liber dans la vigne et dans la V. Rupestris monticola est très compliquée et a une certaine ressemblance avec la croissance périodique du bois.

Dimensions :

1. *Zône de renflement* en automne (planche IX, fig. 55). Au-dessous du noeud supérieur du mérithalle de la zône de l'incision annulaire, à l'endroit où la pousse s'amincit en forme de col (épaisseur 15 mm), ses tissus ont les dimensions suivantes.

Épaisseur de la moëlle (rayon) --- --- ---	2400	μ
« du bois ancien --- --- --- ---	1600	«
« « « nouveau --- --- --- ---	400	«
« *de l'ensemble du bois* --- --- ---	2000	«
« du liber jusqu'au callogène --- ---	280	«
« du liber au-delà du callogène ---	800	«
« *de l'ensemble du liber* -- --- ---	1080	«
« du sarment, du cambium jusqu'à l'épiderme . .. --- ...	3040	«
« *de la moëlle, du bois et de l'écorce réunis*	7440	«
Soit pour le rayon de la pousse --- ---	7·5	mm.

2. *Dimensions de la zône de renflement* le 13 Mars 1902 (planche IX, fig. 56).

Épaisseur de la dite partie --- --- --- ---	18	mm.
« de la moelle (rayon) --- --- ---	2400	μ
« du bois ancien (bois du printemps de 1901)--- --- --- --- --- ---	1600	«

Épaisseur du bois jeune (bois d'automne 1901)	1600	μ
« *de l'ensemble du bois* … … …	3200	«
« du liber, du cambium jusqu'au callogène … … … … … …	720	«
« du liber au-delà du callogène …	640	«
« *de l'ensemble du liber vivant* … …	720	«
« du liber et de l'écorce (du cambium jusqu'à l'épiderme) … … …	3120	«
« de la moëlle, du bois et de l'écorce réunis … … … … … …	8720	«
Soit pour le rayon de la pousse … … …	8·7	mm.

Dans la partie du bois d'automne la plus extrême (zône de 480 μ de large) on trouve des élements trachéiformes et des vaisseaux ligneux étroits (32—48—80 μ). La structure y est généralement plus légère et les vaisseaux ligneux s'y trouvent par groupes de 3 ou 4. Le bois du printemps (1901) contient beaucoup de thylles et de gomme qui en obstruent presque les vaisseaux. Il y a peu d'amidon dans les thylles. Le liber exclu forme un haut triangle, brunit complètement et dépérit.

L'amidon se trouve de nouveau en grande quantité dans le liber interne vivant, dans le bois et les rayons médullaires; il domine dans les éléments ligneux qui en sont remplis jusqu'au renflement, et sont beaucoup plus riches que dans la zône de l'incision annulaire; la moëlle est vide, à l'exception de la partie située près du bois primaire (large de 320 μ).

L'écorce est vide; sous l'épiderme on rencontre trois couches de cellules rouges. Les couches intérieures sont d'un jaune-citron ou brun et ce n'est qu'au-dessus de la zône sclérenchymatique qu'on aperçoit quelques rangées de cellules incolores. Le tanin est partout fort répandu, même dans les vaisseaux.

Liber. La caractéristique de la zône de renflement consiste dans le riche développement du liber.

Le liber près du cambium se compose de 10 à 12 files en rayon, entre lesquelles s'intercalent 4—5 files de cellules à tanin. La partie extérieure est aussi régulière, mais les vaisseaux criblés de la partie la plus extérieure sont déjà comprimés ou déformés.

Au bas de la zône de renflement, où commence la zône calleuse, le liber est encore plus irrégulier et plus comprimé.

Dans le deuxième groupe (qui est renfermé entre les autres) du liber on remarque surtout les plages criblées de direction radiale et les épaississements lenticulaires sur les cloisons tangentielles. Près de chaque large tube on peut remarquer 1 à 2 cellules-compagnes. La cloison qui détache la cellule-compagne est faible, mince et très souvent ondulée, son contenu est granulé, et jaune. Les parois des tubes criblés montrent une tendance à se gonfler.

On aperçoit même des plages criblées transversales.

Cette description est bien différente de celle que donne H. Lecomte[1] du tissu criblé de *Vitis vinifera*.

Le parenchyme libérien de *Vitis Rupestris monticola* conserve même dans le liber secondaire sa disposition radiée. C'est très remarquable dans le liber massif des mérithalles renflés.

Tubes criblés. Les tubes criblés se composent en général de 8 à 9 membres d'une longueur de chacun 100 à 200 μ, permettant ainsi au tube d'atteindre jusqu'à 800 μ.

Leur contenu est jaune finement granulé; conservé dans de la formaline il prend un air parfaitement homogène. Les tubes renferment de l'amidon un peu brunâtre. Par le réactif de Millon le contenu des tubes criblés se change en jaune vif. Ils ont un diamètre moyen de 36 μ.

	Le plus grand vaisseaux ligneux	Le plus grand tube criblé
Vitis vinifera (Lecomte l. c. p. 242)...	140 μ	36 μ
V. Cebennensis « « ...	118 «	28 «
Chez Vitis Rupestris monticola j'ai mesuré	200 «	42 «

Les plages des tubes criblés y montrent une disposition variable, se rapprochant du type de Vitis ou du type de Courge, signalé déjà pour Vitis vinifera par H. Lecomte.

J'ai trouvé sur une plage cribreuse 6 à 10 cribles. Par le rouge de ruthénium, la plage se colorait bien, mais le crible même demeurait incolore; seuls les réseaux gélatineux c'est-à-dire le cal entourant les perforations se colorait en rouge.

[1] Lecomte, H. Contributions à l'étude du liber des Angiospermes. Annales des Sciences Naturelles. 7e Série. Bot. X. No 4. p. 214.

Les cellules-compagnes semblables à de petites cloisons latérales sont faciles à reconnaître, elles contiennent du protoplasme dense (ordinairement d'une nuance plus jaune que celui des tubes) qui se colore très facilement. On n'y trouve pas d'amidon.

La *Vitis Rupestris monticola* est aussi caractérisée par les fibres libériennes cloisonnées. J'ai aussi trouvé parfois dans les rangées libériennes extérieures, des éléments affectant la forme de fibres scléreuses qui sont formées par l'épaississement des cellules du parenchyme libérien. LECOMTE en a constaté de semblables dans le liber de *Vitis vinifera.*

Les faisceaux libériens sont souvent percés par les rayons médullaires ; en ce cas, les éléments cribreux s'éloignent, se courbent comme un arc en entourant les rayons médullaires.

Liber alternant. La formation alternative du liber dans la Vitis vinifera a déjà été décrite par JANCZEWSKI.[1] La production du liber dans la *V. Rupestris monticola* y ressemble.

D'après JANCZEWSKI pendant l'automne de la deuxième année, le liber produit l'année précédente est exfolié partiellement ou en totalité et cette alternance se renouvelle chaque année. Ainsi, le liber de *Vitis vinifera* se compose d'une partie active et d'une autre non-active.

Le liber actif se compose du liber de l'année présente et de celui de l'année dernière et des débris du liber de deux ans, dans lequel on ne trouve plus que des tubes criblés passifs, puisque, avant la formation du périderme, les tubes criblés et leurs cellules-compagnes ont été comprimés par le parenchyme libérien gonflé.

Les cellules du parenchyme libérien produisent par cloisonnement du phellogène. En ce qui concerne le développement de ce liber alternant, j'ai observé qu'il n'était pas tel qu'on nous l'avait décrit jusqu'à présent.

En automne, sur les pousses printanières l'écorce extérieure est déjà tout à fait comprimée ; elle est devenue brune et dépérit.

Entre les forts et nombreux îlots de fibres scléreuses le parenchyme de l'écorce est interrompu de place en place par

[1] JANCZEWSKI, ED. DE. Études comparées sur les tubes cribreux. p. 319.

des lacunes dans lesquelles le tissu cortical s'enfonce. De là proviennent ces saillies et ces sillons si caractéristiques qui courent le long de la surface des sarments de la vigne.

Sous les fibres scléreuses vient ensuite se former une zône d'un brun plus foncé formée de tissus fortement resserrés.

Les groupes de fibres libériennes y sont seules reconnaissables, à leur couleur d'un jaune-clair brillant. Ainsi, cette zône se compose de liber exfolié se développant au commencement de la production printanière, et dont les éléments parenchymatiques ne sont plus reconnaissables.

Au-dessous, on aperçoit la formation de liège qui sépare la partie morte du liber des rangées de tissus vivants; le liber vivant, encore actif ne vient qu'ensuite.

Le phellogène primaire (je pense que dans ce cas il est bon de lui donner ce nom) sort du péricycle, ou de la périphérie du liber.[1] [2]

Le phellogène primaire produit vers l'intérieur du phelloderme et vers la périphérie le liège ou périderme (BONNIER[3] désigne ces 3 couches sous le nom de «périderme»). Au printemps de la deuxième année, une nouvelle couche de phellogène se forme dans le liber secondaire qui coupe ensuite tous les tissus en dehors d'elle. Il y a pourtant des exceptions.

Le cambium situé à la périphérie du bois et comprenant ordinairement 7 à 8 couches est suivi d'un tissu criblé dont les nombreux éléments pénètrent jusque dans l'écorce, poussés par les éléments nouveaux. Non loin du cambium, séparée par un groupe criblé, commence la formation d'une nouvelle zône méristématique qui s'avance avec toute la partie libérienne jusqu'à la périphérie du sarment et s'y comprime.

[1] BONNIER ET LECLERC DU SABLON. Cours de Botanique I. p. 218.

[2] STRASBURGER, E. Die Leitungsbahnen p. 253.

[3] BONNIER ET LECLERC DU SABLON. Cours de Botanique I. p. 218—219. «L'assise génératrice subéro-phellodermique forme donc du liège vers l'extérieur. Vers l'intérieur, la couche de tissu secondaire produite est beaucoup plus mince et se compose de deux ou trois assises à peine; ... C'est ce tissu que nous avons appelé *phelloderme* (§ 114). ... La réunion du liège et du phelloderme issus de l'assise génératrice constitue un ensemble de tissus secondaires qui a reçu le nom de périderme.»

Après l'exfoliation de la partie comprimée du liber, la zône méristématique produit ensuite en tant que phellogéne, du liège (planche VII, fig. 37).

Pendant ce temps, dans la partie libérienne située près du cambium commence la formation d'une *nouvelle zône méristématique vers l'automne,* qui ne se déplacera qu'au printemps prochain où, sous l'action de la partie criblée de la seconde année, elle ira se placer à la périphérie du sarment.

Ainsi, deux zônes méristématiques se sont formées dans une année, dont seule l'extérieure peut être désignée comme phellogène à cause de son activité.

La zône intérieure secondaire ne se transforme que plus tard en véritable phellogène et c'est parce que dans la partie malade elle produit du callus, qu'elle doit porter un autre nom.

J'appelle pour cette raison ce tissu de division eu égard à ses propriétés, callogène, (cg).

Zône de liège dans l'écorce. Le phellogène traverse en voûtes le liber et s'enfonce dans la partie des rayons médullaires située entre le liber. En cet endroit, des développements fort intéressants ont lieu.

Les cellules de la partie enfoncée (en forme de pied) du phellogène, se gonflent d'abord, deviennent très réfringentes, puis se resserrent. Ainsi les pieds des voûtes brillent comme des points lumineux très réfringents. J'ai fait, cette observation sur V. Riparia monticola. STRASBURGER prétend, que dans le liber de la V. vinifera, les voûtes se désorganisent à leur point de pénétration dans le rayon de l'écorce et facilitent ainsi l'entrée de l'air, qui détermine par la suite l'exfoliation en lanières du rhytidôme.

J'ai constaté, au contraire, que les cellules subérifiées formant l'arc de la voûte se désorganisent *plus tôt*, tandisque, le groupe de cellules formant le pied de la voûte se comprime en un noeud et maintient ainsi plus longtemps les rapports avec le rayon de l'écorce. Grâce à elles, les voûtes déjà fendillées se collent pour ainsi dire au liber, fait qu'on peut constater à l'automne sur les sarments âgés d'un an ayant un développement régulier.

Cellules à tanin. Pendant le développement ultérieur de la partie corticale, ni la partie criblée, ni les rayons corticaux ne

perdent leur amidon, ne renfermant que du tanin et de l'oxalate de chaux, comme le prétend STRASBURGER.

Le parenchyme de l'écorce et les rayons corticaux sont complètement mouillés par le tanin si bien que celui-ci se présente sous des formes singulières dans les cellules des sarments conservés dans de la formaline (2°/₀).

1. C'est-à-dire qu'il forme des *membranes solidifiées qui s'adossent contre la paroi cellulaire* comme la plaque d'endochrome chez les Bacillariacées. Si les cellules en question sont touchées par le couteau, la plaque blessée se dessine comme une membrane *très mince* sur la paroi cellulaire, qui, à son tour, dans les jeunes cellules n'est que difficilement reconnaissable (planche VII, fig 38_{1-2}).

2. La plaque du tanin *présente des aréoles rétrécies*, arquées, parfois bifurquées, imitant la ponctuation de quelques membranes (planche VII, fig. 39_1).

3. En d'autres cas le tanin se solidifie en s'éloignant de la paroi, et forme un grand nombre *de pseudopodes*, ce qui donne à la masse du tanin un aspect semblable à celui d'un amibe (planche VII, fig. 39_2).

4. Enfin, le tanin se solidifie en forme de *branches nombreuses (ou grillage)* nouées de différentes façons (planche VII, fig. 29_3).

Dans les cellules à tanin on rencontre toujours de l'amidon qui ne manque que dans quelques cellules corticales allongées. Il se colore en brun pâle grâce au tanin qui le recouvre (planche VII, fig. 39_4) ; le diamétre des granules arrondies ou polygonales est généralement de 6 μ.

Le tanin se comporte de la même et singulière façon dans les réservoirs tannifères du liber.

La plupart des réactifs teignent vivement le tanin solidifié fixé par la formaline.

Isolement de la partie malade par le liège. Le dépérissement de l'écorce s'observe facilement à la périphérie de la pousse ; l'écorce se brûle sur toute l'étendue de l'infection, et c'est ainsi que se forment les lésions décrites par moi.

Si nous considérons une section longitudinale de la partie supérieure de la tache, différant vivement par sa couleur, de l'écorce saine et verte, nous remarquons que dans l'écorce de la partie

indemne il se forme une forte couche de liège (planche VII, fig. 40), parce que les cellules corticales ont produit du phellogène, qui détache les tissus sains dont elle sacrifie une partie pour assurer sa protection. Ainsi donc, le liège a empêché la pénétration du mycélium.

Réactions.

Revenant à la partie renflée, je vais donner le résultat des réactions et colorations faites, pour mieux constater la ñature des différents éléments et tissus.

1. Rouge de ruthénium dissous dans l'eau.

Bien dilué, il colore à peine la paroi des fibres libériennes, mais la lame moyenne prend une couleur très vive. Les fibres du bois restent incolores ou ne prennent qu'une certaine nuance, seules leurs cloisons (les fibres de bois sont cloisonnées en 4 ou 5) deviennent rouges.

La mince membrane des éléments du bois primaire se colore en rouge-violet foncé, ainsi que les parois des vaisseaux ligneux primaires.

Les parois du jeune bois sont, à l'exception des vaisseaux, rose pâle, tandisque le cambium est rouge foncé. L'écorce et le liber se colorent d'un rose magnifique ainsi que les thylles.

La gomme produite par les thylles prend également cette couleur, déjà signalée par MANGIN.[1]

Dans quelques cellules peu mouillées le tanin ressort en jaune, mais il devient aussi généralement rose.

Ainsi, les membranes des cellules contiennent *beaucoup de pectose*, à l'exception des éléments fibreux.

Le contenu gélatineux des cellules à raphides est aussi rose. Les membranes subérifiées se colorent en jaune-orange.

Les six cellules-filles intérieures du phellogène sont d'un rose accentué, tandisque les cellules extérieures déjà subérifiées restent incolores.

[1] MANGIN, L. Sur la présence de thylles gommeuses dans la Vigne. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. CXVIII. 1894. II sem. le 17 sept. p. 514.

Le contenu des tubes criblés reste jaune et se contracte, les plages criblées sont d'un rouge vif, mais les cribles ne se colorent pas à l'exception du réseau du cal, dont la coloration exquise rend de grands services à l'étude des éléments criblés.

La mince membrane primaire des ponctuations des vaisseaux ligneux — qui sépare à l'endroit d'une ponctuation les éléments voisins — se colore aussi en rose, ce qui permet d'en démontrer l'existence. Les parois épaissies des vaisseaux de bois restent incolores.

2. Hémateine I. A.

Le contenu gélatineux des cellules à raphides se colore en magnifique bleu-violet ressortant au loin de l'écorce qui l'entoure et dont la couleur est très légèrement nuancée. Il colore aussi fortement les tubes criblés, et les fait ressortir.

3. Eosine.

Teint le contenu des rayons médullaires en rouge-cuivre-clair, et met en lumière le parenchyme libérien, les tubes criblés le cambium et le callogène.

La membrane du jeune liège se colore en rouge orange ou rouge-cuivre; la membrane des cellules ligneuses devient rose-claire.

4. Bleu méthylique.

Les rayons médullaires dans l'écorce se colorent dès le bord du bois ancien en un beau bleu foncé qui fait très nettement ressortir la ligne de démarcation (c'est que le tanin emmagasine la couleur).

Le liber reste incolore à l'exception des cellules à tanin (bleues foncées — presque noires). Le bois se teint en bleu-clair-bluet et les fibres libériennes en vert.

Le jeune liège est bleu, son phellogène reste incolore. Les îlots du parenchyme enliégé dans l'écorce ainsi que le liège ancien se colorent en vert jaunâtre.

5. Cyanine.

La paroi des cellules médullaires a une belle couleur bleue, les parois des éléments ligneux ont une brillante couleur bleue-chaude, les parois des rayons médullaires dans le vieux bois deviennent également bleues. L'amidon des fibres ligneuses ne se colorant point, ressort dans un cadre bleu.

La paroi des thylles est d'un bleu verdâtre «froid».

La paroi des cellules des rayons médullaires dans le bois nouveau reste incolore, tandisque leur contenu se colore en vert sale émeraude. Le nouveau bois se colore également en bleu.

Les parois du parenchyme du liber et de l'écorce demeurent également incolores; le contenu des cellules à tanin du liber et de l'écorce sont vert foncé (comme le sulfate de fer), tandisque celui des tubes criblés est d'un bleu-violet.

La membrane du liège est verte, celle du phellogène reste incolore.

Les fibres scléreuses et libériennes se colorent en un bleu magnifique. L'enliègement de quelques groupes de cellules parenchymatiques dans l'écorce se reconnaît facilement puisque les membranes sont d'un vert de sulfate de fer. Le contenu des cellules des rayons médullaires dans l'écorce (en majeure partie tanin) se colore en vert de sulfate de fer.

Le cal des plages criblées se colore en bleu-clair, ce qui fait ressortir ces épaississements ronds.

Le contenu des tubes criblés est granulé, de couleur bleu-grisâtre.

6. Toluylendiamine avec de l'acide chlorhydrique.

Les éléments parenchymatiques (rayons médullaires, rayons corticaux, cellules à tanin du liber) deviennent *brun-jaunâtre*. Le contenu des fibres ligneuses et du parenchyme du bois est brun foncé, les parois sont jaune-clair, ainsi que celles des fibres libériennes et scléreuses.

Les membranes du bois nouveau montrent une légère nuance jaune, les membranes du liber sont complètement incolores de même que celles du parenchyme cortical.

La réaction se conserve.

7. Sulfate de thalline.

La membrane des cellules médullaires n'a pas de couleur, les fibres ligneuses sont jaune-clair, les vaisseaux ligneux jaune-chrome, *couleur qui les fait* ressortir.

Les fibres scléreuses et libériennes sont jaune-chrome, les éléments parenchymatiques du liber restent incolores.

8. Réactif de Millon.

Le contenu des tubes criblés devient jaune-or ; tout d'abord il semble homogène, luisant, plus tard il devient granulé. Le contenu des rayons médullaires est également luisant, et jaune-or foncé (tanin). Les fibres scléreuses sont cloisonnées (leur membrane est claire, jaune-paille), leur contenu ramassé en petites globules resserré autour des noyaux et parsemé de petites granules d'amidon.

9. Indol avec de l'acide sulfurique dilué.

Le contenu des rayons médullaires dans l'écorce est rose et la membrane incolore.

Le contenu des cellules à tanin du liber est *rouge-grenat*, tandisque ses membranes et celle des autres éléments demeurent incolores. La membrane des fibres libériennes et scléreuses et des éléments ligneux est *rouge-chair*, tandisque leur contenu est *rouge-grenat*. La lame moyenne plus foncée resplendit entre les fibres et forme un véritable réseau.

10. Iode de potassium iodé et chloro-iodure de zinc.

Le contenu des cellules médullaires, des fibres ligneuses est noir-bleu ou brun (de l'amidon). La partie des rayons médullaires dans le jeune bois est brun-café, ainsi que le contenu des rayons dans l'écorce. Le contenu des cellules à tanin dans le liber est aussi brun-café. Les parois des cellules libériennes et des tubes criblés sont bleues.

11. Saffranine.

La paroi des cellules médullaires est rose-pâle. Les éléments minces du bois primaire sont incolores. Le bois ancien est rose ; dans beaucoup d'éléments ligneux le tanin devient rouge foncé.

Rayons médullaires dans le bois: quelques cellules dispersées se colorent seules en rouge, mais sur les bords du vieux bois elles deviennent rouge-grenat, la partie située dans le liber se colore légèrement, tandisque la partie corticale se colore davantage.

Il s'agit toujours du contenu parce que c'est le tanin solidifié sous différentes formes, qui se colore.

Dans le liber, les cellules à tanin deviennent rouge-carmin vif, les autres éléments et le cambium restent incolores.

Les membranes du bois jeune sont d'un rouge-pâle, de même que celles des fibres libériennes.

La paroi des cellules corticales enliégées et la membrane de liège se colorent en rouge-jaunâtre.

12. Coralline.

Il teint la paroi des éléments fibreux lignifiés du bois en rouge éclatant.

13. Liquide cuproammoniacal.

Le contenu de toutes les cellules à tanin devient brun-ombre, et celui des tubes criblés brun foncé. Seul le tanin se teint ainsi parce que les membranes restent incolores.

14. Chloro-iodure de zinc.

Toutes les membranes lignifiées, le bois, le sclérenchyme se colorent en jaune foncé. Le contenu des tubes criblés est rouge sale, tandisque celui des cellules à tanin se teint en rouge brunâtre. Les membranes du phellogène (sous le liège) sont jaune-souffre.

15. Bichromate de potasse.

Le contenu des cellules du bois et de la moëlle est brun, les tubes criblés sont rougeâtres, l'écorce, les rayons médullaires les cellules à tanin sont bruns.

16. Phloroglucine à l'acide chlorhydrique.

Tout le monde connaît la belle coloration rose-violacée des éléments ligneux, — les cellules-filles du phellogène dans l'écorce

prennent aussi cette couleur; ce n'est que plus tard, en se subérifiant qu'elles acquièrent par le réactif la belle couleur jaune-or, comme aussi les autres cellules complètement subérifiées.

17. Sulfate d'aniline.

Les éléments ligneux et les fibres libériennes prennent une très belle couleur jaune et la moëlle se colore faiblement. Les groupes de cellules isolés de l'écorce deviennent aussi jaunes.

18. Solution de potasse.

Dans toutes les cellules à tanin, le contenu devient brun, puis brun foncé. L'écorce est complètement embrunie. On peut constater facilement que le tanin se trouve en plus grande quantité dans les rayons corticaux que dans les rayons médullaires.

19. Chlorure de fer dissous dans l'éther.

Le tanin devient noir foncé et toute l'écorce noircit. C'est le meilleur réactif. Les rayons médullaires contiennent plus de tanin à la limite des deux zônes du bois.

Dans le liber, ce sont les cellules situées sous le phellogène qui sont les plus riches en tanin. Les sections sont rayées de noir, visibles à l'oeil nu, plus marquées à la limite des deux zônes du bois.

Ce réactif peut donc révéler le tanin, même sans l'aide du microscope.

Le chlorure de fer dissous dans l'éther change en vert foncé la couleur des sections faites de jeunes pousses vivantes.

Le réactif perd de sa force dans la glycérine.

Réactifs principaux ou colorations d'après les éléments des tissus :

Ponctuations des vaisseaux ligneux : elles deviennent roses, traitées par le rouge de ruthénium ; la mince membrane primaire demeure incolore.

Fibres ligneuses : par du bleu méthylique elles deviennent bleuâtres, par de l'éosine elles deviennent rose-clair, le rouge de ruthénium colore seul les cloisons en rouge-foncé.

Parenchyme du bois: par du rouge de ruthénium son contenu devient rouge vif.

La paroi de tous les éléments ligneux: traitée par le cyanine est d'un bleu intense et brillant. Par le toluylendiamine (+ de l'acide chlorohydrique) elle est jaune (dans les jeunes la couleur est peu accentuée). Par le sulfate de thalline: jaune-chrome. Par le sulfate d'aniline: jaune-citron. Par l'indol avec l'acide sulfurique: rouge-chair. Par le saffranine le bois vieux est rose, par le chloro-iodure de zinc il devient jaune-foncé.

Le cambium et le jeune phellogène: par l'éosine, par le bleu méthylique, par le rouge de ruthénium se colorent vivement.

La cal des plages criblées: devient bleu-clair, traité par le cyanine; bleu-clair par le bleu d'aniline; le réseau du cal traité par le rouge de ruthénium devient rouge.

Tanin (naturellement mélangé, les substances albuminoïdes se sont en partie colorées avec lui): dans le liber, l'écorce, les rayons corticaux et médullaires (conservés dans le formaline) traité par le cyanine, se colore en vert de sulfate de fer, traité par le réactif de MILLON à froid en jaune-or, par l'indole en rouge grenat, d'abord par le chloro-iodure de zinc et ensuite par l'iode de potassium iodé en brun-café, par le saffranine en rouge-carmin éclatant, par le liquide cupro-ammoniacal en brun ombré, par l'éosine rouge-cuivre, par le bleu méthylique en bleu foncé, par la solution de potasse en brun rougeâtre, puis brun foncé, par le chlorure de fer (dissous dans l'éther) en noir.

Les membranes en voie de subérification se colorent, traitées par le rouge de ruthénium en jaune-orange, par le bleu méthylique en vert-jaunâtre; par le cyanine, les jeunes membranes subérifées se colorent en vert, par le saffranine en rouge-jaunâtre, par le phloroglucine (avec de l'acide chlorhydrique) en jaune-or.

Fibres du liber: elles se colorent, traitées par le rouge de ruthénium en rouge-pâle, la lame moyenne, comme dans le bois d'ailleurs, se colore plus vivement, par le bleu méthylique en vert, par le toluylendiamine en jaune.

Mucilage des cellules à raphides: il se colore par le rouge de ruthénium en rose, par l'hémateine en magnifique bleu-violacé, par le bleu méthylique en un violet éclatant.

IV. Zône calleuse.

Une section transversale de la partie supérieure de la zône calleuse nous présente la disposition hystiologique suivante (planche X, fig. 58).

Au vieux bois (d'une largeur de 1600 μ) dont les vaisseaux sont remplis de thylles, succède le jeune qui se développe en faisceaux très longs et minces, composés presque entièrement de vaisseaux et de parenchyme ligneux. On ne rencontre que peu de fibres ligneuses, en files très courtes, c'est ce qui rend la structure du bois légère et tendre (planche VIII, fig. 44).

C'est ce qu'on peut appeler la partie des vaisseaux (largeur 2080 μ) par opposition au vieux bois qu'on peut considérer comme la *partie fibreuse* où prédominent les fibres. Dans la partie composée principalement de vaisseaux, on trouve dans chaque faisceau environ 60 vaisseaux, tandisque dans le vieux bois, il n'y a que 8 à 10 vaisseaux par faisceau.

Ces derniers sont courts, à jonctions obliques montrant une ponctuation scalariforme ou réticulée; on n'y voit point de thylles.

Ainsi donc, les faisceaux ligneux nouveaux sont devenus plus forts, mais leurs éléments, c'est-à-dire les vaisseaux ligneux et les autres cellules trachéales plus courtes ont été déplacés irrégulièrement et ont changé leur direction perpendiculaire pour une autre plutôt oblique. Et comme les tissus résultant de l'incision pathologique forment un corps hémisphérique au-dessous du niveau de l'incision, les faisceaux du bois nouveau y pénètrent en direction radiale (planche VII, fig. 41).

Les forts et larges rayons médullaires communiquent entre eux par des anastomoses, qui interrompent ainsi la continuité même dans le sens tangentiel du bois (planche VIII, fig. 45).

Le liber criblé, large de 400 μ se compose généralement de 7 à 9 rangées de cellules, les tubes criblés (24 –32 μ de large) sont comprimés dans le sens radial.

Les ilots de fibres y sont rares. Le liber de cette zône calleuse n'est pas alternant, il forme un tissu volumineux, mais presque homogène.

La largeur des rayons médullaires dans le liber est de 64—80 μ et chacun d'eux renferme de 1 à 2 cellules à raphides (planche VIII, fig. 44).

La limite du liber est déterminée par une mince couche génératrice qui se développe parallèlement à la surface. Elle provient de la division des cellules du liber et des rayons médullaires et porte le nom *de callogène (cg)* et dans le sarment normal correspond *au phelloderme* (planche VIII, fig. 44 et 45 cg).

Le liber extérieur a une largeur de 800 μ, ses éléments sont beaucoup plus larges que ceux du liber intérieur. Il forme parfois des groupes (2—3) réunis par des anastomoses étroites.

Entre les groupes libériens situés en dehors du callogène, les rayons médullaires s'élargissent de plus en plus, leurs rangées s'ouvrent en forme d'éventail; leurs cellules s'allongent vers la périphérie ne présentant plus qu'une mince couche de protoplasme. Les rangées semblables à ceux des côtés de l'éventail s'étendent sur le phellogène. Le parenchyme du callus commence à se développer, dans cette partie extérieure de l'écorce. Les parois du parenchyme du callus donnent la réaction de la cellulose pure.

Par endroits, des îlots parenchymateux intercalés au-dessous du phellogène extérieur (phellogène primaire, tandisque le callogène correspond au secondaire) deviennent ligneux et, traités par le sulfate d'aniline, prennent une couleur de beau jaune.

Les cellules du phellogène extérieur produisent chacune une moyenne de 8 cellules de liège, — de forme quadrangulaire, incolores (20×16 μ), les cellules extérieures subérifiées, comprimées sont déjà d'un brun-jaunâtre (env. 6 couches) et détachent l'écorce extérieure déjà dépérie, renfermant des fibres libériennes et du liber subérifié.

Cette structure se développe toujours au-dessus du groupe de faisceaux communiquant avec le vieux bois. C'en est pour ainsi dire la continuation, elle correspond à peu près à la structure de la partie renflée ; toutefois, le bois neuf est plus volumineux et plus léger. Mais, aux côtés, à l'endroit où le bois est mort, les faisceaux de la périphérie (planche VIII, fig. 46) changent de direction. Cela provient de ce que le cambium qui a

produit le nouveau bois a changé de direction et se conformant à la forme extérieure du renflement, décrit une grande courbe vers le bas, puis vers le haut, développant partout de nouveaux faisceaux *de direction oblique.* Ceux-ci sont parfois interrompus et paraissent être des faisceaux indépendants, mais le lien intra-fasciculaire qui les rattache au cambium peut être malgré tout montré.

Les faisceaux se courbent des deux côtés de la plaie en forme d'arc, parallèlement à la péripherie du bois, et produisent une masse de tissus qui recouvrent le bois dénudé ; leur limite coïncide avec le callus parenchymateux dont il a été parlé.

C'est ce que j'appelle le callus secondaire (cal ^{2}). Je reviendrai plus tard sur son rôle.

Dimensions.

1. *Partie supérieure de la zône calleuse en automne 1901* (planche X, fig. 58). La partie supérieure du callus a été mesurée dans sa circonférence à l'endroit où le développement du callus était le plus régulier.

Les lanières de l'écorce qui ont été fendues doivent être comprises dans la mesure. De la sorte, l'épaisseur de la partie supérieure était de 20 mm.

Épaisseur de la moëlle	2000	μ
« du vieux bois	1600	«
« du bois nouveau	2080	«
« *de l'ensemble du bois*	3680	«
« du liber au callogène	400	«
« du liber au-delà du callogène	800	«
« *de l'ensemble du liber*	1200	«
« de la pousse, du cambium jusqu'à l'épiderme	3200	«
« du callus	2000	«
« de la moëlle, du bois et de l'écorce réunis	8880	«
Soit pour le rayon de la pousse	8·9	mm.

2. *Partie supérieure du callus au printemps,* des pousses recueillies le 13 Mars 1902 :

Épaisseur de la partie du sarment	18	mm.
« de la moëlle	2000	μ
« du bois ancien (du printemps de 1901)	1600	«
« du bois nouveau (de l'automne de 1901)	2880	«
« de l'ensemble du bois	4480	«
« du liber (du cambium au callogène)	480	«
« du liber exfolié au-delà du callogène	800	«
« du liber vivant	480	«
« du cambium jusqu'à l'épiderme (liber et écorce compris)	3300	«
« du callus (s'est déjà transformé)	—	
« de la moëlle, du bois et de l'écorce réunis	9780	«
Soit, pour le rayon de la pousse	9·8	mm.

Le bois du printemps est dense, de couleur jaune et bien différent de celui d'automne plus léger et grisâtre. A sa limite, la démarcation externe du vieux bois devient brune. Le liber intérieur est fort scléreux, rempli d'amidon, et renferme 1 à 2 faibles faisceaux libériens. La partie du liber exfoliée par le liège (large de 150 μ) fortement comprimée, d'un brun-rougeâtre est morte.

Amidon : le liber en est rempli ; on n'en trouve que dans la partie la plus externe de la moëlle, peu dans le vieux bois, beaucoup dans le nouveau de même que dans les rayons médullaires. L'écorce est vide, mais on y trouve en grande quantité de tanin, ainsi que dans les vaisseaux ligneux.

Le callus primaire. Le callus produit par le callogène, c'est-à-dire le callus primaire se développe très rapidement.

La couche génératrice du callus est le callogène, développé entre les faisceaux libériens et des parties de rayons médullaires enfermées dans le liber.

Le callus ainsi produit se développe ensuite par la division de ses propres cellules.

Le callogène se compose de 8 à 10 couches parallèles aux faisceaux produits par le cambium. C'est-à-dire qu'en prenant le

renflement du callus comme hémisphère, et en le fixant sur le cylindre de bois ayant sa partie ronde tournée en bas, le callogène se déroule comme un manteau correspondant exactement à la forme de cette hémisphère ou renflement calleux (planche VIII, fig. 46).

Il produit continuellement dans le sens radial, du parenchyme, dans lequel des faisceaux isolés pénètrent à travers le callogène.

Ces faisseaux sont formés d'éléments courts à jonction oblique et à cloisons percées c'est-à-dire des vaisseaux et des cellules trachéales ondulées. Sur la même section, on rencontre des faisceaux de toutes directions, ils forment même un réseau dans la partie inférieure.

Le parenchyme du callus produit lui-même un liège comprimé (de plusieurs assises, d'une largeur de 1—1·5 mm.) Au-dessous du liège, quelques îlots de parenchyme se subérifient.

Traités par le chloro-iodure de zinc, ces îlots deviennent d'un brun-jaunâtre, tandisque la membrane des autres cellules du callus bleuit. La couche de phellogène située sous le liège apparaît sous forme de raie jaune-souffre, entre le liège et les groupes de cellules subérifiées.

Mais j'insiste sur ce fait, qu'entre la structure de la «partie renflée», désignée sous cette dénomination et entre celle de la partie calleuse traitée maintenant, il existe une transition graduelle. Je me borne à décrire le processus du développement et de la formation en général.

Le callus de la partie annelée a, dans son plus grand développement, une épaisseur de 15 mm., et cette épaisseur peut aller, y compris le cylindre de bois jusqu'à 23 mm. Cela dépend surtout de l'état dans lequel se trouve le vieux bois enfermé, s'il meurt ou s'il conserve sa vigueur; car en ce dernier cas, il ne se laisse pas comprimer.

Le parenchyme du callus se gonfle d'amidon, le protoplasme est réduit à une membrane mince et transparente. Le callus est un des rares tissus dont les membranes sont formées de pure cellulose.

Thylles. Jusqu'à la limite du dépérissement, les vaisseaux ligneux de la zône calleuse sont remplis de thylles à amidon, et de thylles vides dans la partie du bois dénudé.

Le rôle des thylles est ici très important. Je me contente de faire remarquer que leurs membranes composées tout d'abord de cellulose pure, se lignifient par la suite et se resserrent étroitement; les jeunes thylles (diamètre 80 μ) mêmes forment déjà un tissu dont les éléments peuvent se diviser (planche VIII, 47_{1-2}).

L. Mangin[1] a constaté dans les sarments malades (Maladie du Var, chlorose, vignes malades dans les sols humides, greffes mal soudées, etc.) que «les thylles normales . . . . forment, en se pressant les unes contre les autres, un véritable parenchyme à cellules polyédriques qui remplit toute la lumière du vaisseau».

Mais il n'a pas décrit le cloisonnement de ce tissu de thylles, que je viens de constater (planche VIII, fig. 47_2), ce qui montre que le tissu produit par les thylles se présente comme un véritable tissu de division irrégulière.

En outre, les vaisseaux des plantes mono et dicotylédones sont souvent oblitérés; c'est un fait déjà signalé par A. Wieler[2].

Dans les jeunes thylles, le plasme et le noyau se voient parfaitement, plus tard les thylles se gonflent d'amidon, qui disparaît avec le dépérissement du bois de la partie malade. On y trouve alors ordinairement de la gomme, ainsi que dans les cellules du parenchyme du bois qui touchent directement les vaisseaux (planche VIII, fig. 48). Pour mieux se défendre, la vigne forme des thylles un tissu, — qu'elle remplit ensuite de gomme. Il est à remarquer que Ráthay[3] n'a pû constater la sécrétion de la gomme dans *Vitis Rupestris monticola.*

Le défense de la moëlle est très apparente. Les cellules actives de la moëlle (renfermant du protoplasme et de l'amidon), à membranes ponctuées se cloisonnent aux bords de la blessure (figure 8_{1-2}).

[1] Mangin, L. Sur la présence de thylles gommeuses dans la Vigne. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. CXVIII. 1894. II sem. 17 sept. p. 516.

[2] Wieler, A. Ueber das Vorkommen von Verstopfungen in den Gefässen mono- und dicotyler Pflanzen. Mededeelingen van het Proefstation «Midden-Java» te Klaten. Semarang. 1892. p. 41.

[3] Ráthay, E. Über das Auftreten von Gummi in der Rebe und über die «Gommose bacillaire». Jahresber. d. k. k. Önolog. und pomolog. Lehranstalt in Klosterneuburg. 1897. p. 23–26.

Chacune se divise en 3—5—8 (même en 13—20) cellules-filles au moyen de cloisons jetées en toutes les directions et qui demeurent minces. Les cellules-filles des cellules médullaires les plus extérieures se changent en phellogène qui vient avec son liège séparer la moëlle morte et vide, de la partie supérieure douée encore d'une grande vitalité (planche VIII, fig. 49).

Les forts rayons médullaires situés entre les faisceaux obliques et irréguliers dans leur cours, deviennent, traités par l'iode, d'un bleu foncé, à cause de l'amidon. Leurs parois mon-

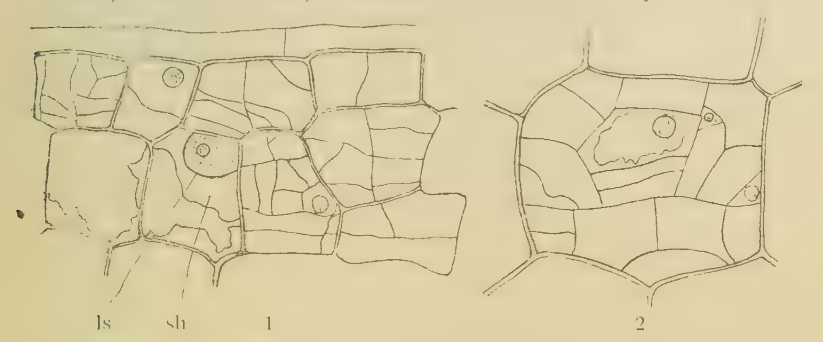


Fig. 8. VITIS RUPESTRIS MONTICOLA.

1. Les cellules actives de la moelle se cloisonnent aux bords de la blessure. On voit à ls. une cellule fille formée par la réduction de sa cellule-mère, dont la membrane est déchirée chez sh. Zeiss : ocul. compens. 4/8 object. apochromat. Grossis. de 125. — 2. Une cellule de la moelle divisée en 20 parties au moyen de cloisons jetées en toutes les directions. Zeiss : ocul. compens. 4/4 object. apochromat. Grossiss. de 250.

trent une ponctuation souvent réticulée. Traité par l'acide sulfurique, le plasme des cellules du liber, du callus et des rayons médullaires se colore en rouge et les filaments connectifs entre les corps plasmatiques des cellules voisines sont nettement visibles. Les cloisons du liber mou bleuissent si l'on ajoute de l'iode, tandisque le plasme reste rose ce qui facilite l'examen des communications plasmatiques [1]. La partie du bois traitée par l'acide sulfurique brunit à partir de la périphérie et bleuit si l'on ajoute de l'iode.

[1] ISTVÁNFFI, GY. A protoplastok összeköttetéséről. Magyar Növénytani Lapok. VIII. 1884. p. 17 et 65. Pl. I - IV. et On the Continuity of Protoplasm. Nature (London) XXXI. 1885. p. 290.

Les fibres du bois dans le sarment produisant le callus, sont cloisonnées et remplies d'amidon. Ainsi que le parenchyme du bois. De là, les thylles pénètrent dans les vaisseaux et les remplissent. Les parois des thylles, des fibres ligneuses et du parenchyme traitées par le chloro-iodure de zinc bleuissent.

Les membranes cellulaires du callus prises sur une greffe traitées par ce réactif bleuissent également, tandisqu'elles demeurent incolores par le sulfate d'aniline.

Le callus qui s'est développé par suite de la maladie ressemble généralement au callus cicatriciel. La différence essentielle entre les deux consiste en ce que, dans les cellules cicatrisant la blessure il n'y a pas d'amidon tandisque l'autre callus en renferme une grande quantité.

V. Partie inférieure de la zône calleuse.

Callus secondaire. La dévastation de l'écorce causée par la maladie se répand jusqu'au cylindre du bois, dont les assisses périphériques sont elles-mêmes rongées. A ce moment, entre les faisceaux se produit dans les rayons médullaires une couche génératrice intrafasciculaire. Cette formation de méristème se continue dans le parenchyme près des faisceaux. De cette manière, une véritable nouvelle zône de méristème se produit, courant parallèlement au cylindre du bois.

Ce nouveau tissu de division formé comme continuation du cambium intrafasciculaire, produit par la suite la grande masse de tissu affectant une direction inférieure qui se dirige vers la base et qui constitue ce que j'appelle le callus secondaire.

Les faisceaux y croissent toujours perpendiculairement, c'est-à-dire parallèlement à l'axe du sarment. Mais ils poussent ensuite des branches radiales et finissent par former un réseau de faisceaux (planche VIII, fig. 46).

Mesures.

1. J'ai mesuré *la partie inférieure de la zône calleuse*, (planche X, fig. 60) où l'épaisseur était partout la même. Les lanières de l'écorce étaient déjà détachées, mais en les comprenant, la partie de la pousse avec le renflement du callus avait une épaisseur de 23·5 mm. Automne 1901 :

Épaisseur de la moëlle... ... 1500 μ.
« du bois ancien ... ... 1280 «
« « « nouveau ne saurait être mesurée parce qu'on n'aperçoit dans le callus que quelques faisceaux ligneux dispersés et obliques; ces faisceaux isolés peuvent être évalués à ... 800 «
Épaisseur *du bois entier* ... ... 1280 «
« du liber, on ne peut, pour la même raison, montrer la largeur du liber, ni dans son ensemble ni en particulier, mais le bois et le liber sont compris dans le callus:
Épaisseur du callus ... . 7200 μ.
« du cambium à l'épiderme, où jusqu'à la couche extrême de l'écorce .. ... 8000 «
Épaisseur de la moëlle, du bois et de l'écorce réunis... ... ... 10,780 «
Soit pour le rayon de la partie inférieure de la zône calleuse... . .. . 10·8 mm.

2. *Partie inférieure de la zône calleuse* (planche X, fig. 61) mesurée sur des pousses cueillies le 13 Mars 1902.

Épaisseur de la partie de pousse ... ... 22 mm.
« de la moëlle . ... 1600 μ.
« du bois ancien .. ... 1600 «
« « « nouveau ... ... 3200 «
« *de l'ensemble du bois* ... ... 4800 «
« du liber (du cambium au callogène) 480 «
« « « en dehors du callogène 800 «
« *de l'ensemble du liber vivant* ... 480 «
« du cambium jusqu'à l'épiderme (le liber et l'écorce compris) ... . 4480 «
le callus s'est déjà transformé... . «
la moëlle, le bois et l'écorce réunis ... ... 10,880 «
Soit pour le rayon de la pousse . .. 10·9 mm.

La partie inférieure de la zône calleuse entoure le cylindre du bois attaqué, qui se continue dans la *zône du desséchement.*

La guérison du sarment dépend de l'état du cylindre de bois enclos. Si le cylindre est écrasé, la guérison ne s'effectue

qu'avec grande difficulté, mais si le cylindre est assez intact, le sarment se reconstitue.

1. **Quand le cylindre du bois ancien est trop attaqué** il tombe en morceaux. Il est complètement rongé et ses débris pressés dans la cavité médullaire. Le bois nouveau (d'automne) garotte le tout comme un anneau puisqu'il s'est déjà uni sur ses bords.

Le callus couvrant la partie malade s'est soudé à ses extrémités et a produit le *bois nouveau qui remplace le vieux bois déjà détruit.* La chlorophylle rend ses rayons médullaires vert-pâle.

Le liber est plus large à l'endroit où le callus a commencé à se former, tandisqu'il est moins large à l'endroit où il s'est formé à côté du callus, du cambium intrafasciculaire. Il est toujours scléreux, les fibres manquent. Le liber exfolié est tellement resserré par l'écorce brune subérifiée qu'il est à peine reconnaissable.

Dans l'ancien bois l'amidon fait totalement défaut; par contre, le bois nouveau et le liber plus vigoureux en sont remplis, les rayons médullaires surtout.

L'écorce est absolument vide, subérifiée, comprimée et renferme beaucoup de tanin, les autres tissus n'en contiennent pas autant.

Le callus s'est déjà tout à fait transformé et s'étend, d'un côté, jusqu'à la zône desséchée; son parenchyme est rempli d'amidon.

Le callus transformé en tissus ligneux compresse le bois malade comme l'anneau de liège les greffes, et empêche le sarment de se briser.

2. **L'ancien bois reste intact et vert.** L'examen d'un sarment malade dont le bois n'a pas été cassé et rongé, nous montre que le bois enfermé est déjà vert à la mi-mars, ce qui prouve que les corps chlorophylliens ne sont pas détruits dans les rayons médullaires.

En outre, le bois nouveau entourant le cylindre intact et produit par le callus (excepté une toute petite partie, env. $^1/_5$e de la périphérie) s'est partout soudé au bois ancien.

La limite de la soudure se reconnaît à une raie d'un brun-jaunâtre. Le liber est fort bien développé, il est rempli d'amidon comme le bois, mais sa moëlle est vide.

La guérison a pu se faire complète parce que le callus a entouré encore à temps le bois peu atteint et s'est intimement

uni à lui, s'est propagé ensuite au-dessus de la zône desséchée, établissant ainsi une communication entre lui et le mérithalle inférieur sain.

Processus de la guérison. Le callus secondaire est l'agent de guérison parce qu'il se colle au bois dénudé. Le bois est alors absolument nu ou porte encore quelques débris du liber et de l'écorce. Le callus secondaire les chasse ou les absorbe, ainsi que le montre notre figure 46 de la planche VIII, aux endroits marqués d'une astérisque (*). Par suite des fentes de l'écorce, le callus secondaire peut pénétrer facilement jusqu'au bois ; il s'y développe rapidement (planche VIII, fig. 50), pénètre dans les plus petites cavités du bois, il en moûle et comble les vides et s'y presse comme une matière très plastique.

Ses assises, ainsi que les éléments externes du bois brunissent, dépérissent, se compriment en formant sur la limite une raie brune. Mais cette couche s'amincit de plus en plus sous la pression du parenchyme qui se produit sur le bord extérieur et disparaît lentement, tandisque les cellules du callus secondaire, en se divisant rapidement, se soudent aux éléments ligneux (figure 9). L'union (qui rappelle la soudure de la greffe,) une fois faite, de nouveaux faisceaux se forment dans le callus secondaire

La division continuelle des rayons médullaires et l'activité du bois intact vient aider ce travail.

Les rayons médullaires du callus secondaire, comme ceux de la zône du renflement sont riches en tanin, et concourent ainsi probablement à localiser le mal.

Le callus secondaire entoure comme d'un manteau le cylindre du bois ancien et produit de nouveau une gaîne vivante qui, si le terrain occupé par la maladie n'est pas trop considérable, en se mettant en communication avec *le liber intact du mérithalle inférieur, permet de nouveau la nutrition du sarment.*

C'est pour cette raison que nous nous sommes occupés plus spécialement de la structure du callus secondaire et de son développement. Une raison de plus c'est qu'actuellement, *dans le courant d'Août, nous avons constaté ces dégâts même sur les sarments lignifiés de cépages européens, ce qui montre que le rot livide peut produire — dans des circonstances favorables — de semblables altérations même sur la vigne européenne.*

C'est son rôle de guérisseur qui mérite de fixer l'attention sur le callus secondaire:

1° Il éloigne la maladie des parties supérieures en *entravant la maladie dans les parties inférieures.*

2° *Il recouvre la partie ligneuse,* dont l'écorce et le liber sont dévastés par la maladie.



Fig. 9. Vitis Rupestris monticola.

Les cellules du callus secondaire en se divisant rapidement se soudent aux éléments ligneux ; l'union rappelle la soudure de la greffe. Le rayon médullaire n'est pas encore soudé. Zeiss : ocul. compens. 6/3 object. apochromat. Grossiss. de 498.

3° *Il crée des communications parfaites* permettant l'échange régulier des matières nutritives amassées dans les parties intéressées par l'incision annulaire.

Cette fonction de guérisseur est plus ou moins considérable selon l'étendue de la partie malade, et si la partie affectée par la maladie est trop grande, la guérison complète ne se produit que très rarement. Le callus tertiaire lui même peut dans

une large mesure — *contribuer à la* guérison, quand il sort de l'écorce ruinée et desséchée à la partie inférieure du sarment.

II. Partie annelée (zône de l'incision annulaire).

Le renflement calleux causé par le rot livide amène des changements non seulement sur son propre mérithalle, mais encore sur les supérieurs. Les trois ou quatre autres mérithalles supérieurs (ou davantage) s'épaississent comme dans l'incision annulaire artificielle.

Immédiatement sous le noeud supérieur du mérithalle annelé, les vaisseaux ligneux de l'année précédente sont fortement bouchés par de vieux thylles à amidon ou à gomme, tandis que les vaisseaux ligneux de la seconde année sont remplis par de jeunes thylles.

Le diaphragme du noeud a une structure régulière, ses cellules allongées dans le sens radial sont pleines d'amidon ; et leurs rangées sont divisées par des assises parallèles de cellules à tanin.

Ainsi, dans ce cas, le tanin et le développement considérable des thylles ont empêché l'extension de la maladie. Les cloisons des vaisseaux ligneux sont toujours percées par une ouverture ronde ou ovale ce qui nécessite alors également un épais bouchon de thylles.

Plus haut, dans les mérithalles situés au-dessus du renflement, la moëlle est caverneuse, l'amidon ne se trouve que dans les cellules de la périphérie.

Le vieux bois a une largeur de 3440 μ (diamètre des plus grands vaisseaux 160 μ, des moins grands 120 μ). Le bois jeune, léger, a 160 μ de largeur, et ses vaisseaux intérieurs sont étroits, conservant encore la forme qu'ils avaient dans le mérithalle inférieur, mais on voit déjà entre eux 3—4 rangées de fibres. L'extérieur du bois est parfaitement normal et contient des vaisseaux ligneux de 160 à 180 μ, entre lesquels sont situés, des massifs de fibres ligneuses. Au-delà du bois jusqu'au phellogène 3 faisceaux libériens alternent avec deux faisceaux de fibres (ensemble 320—340 μ). L'écorce se fend alors, au phello-

gène, et les groupes triangulaires du liber exfolié sont comprimés, seules les cellules à tanin ressortent de ces tissus (planche IX, fig. 54).

Le liber sorti du cambium se compose de 6—7 rangées, mais on y aperçoit à peine une ou deux rangées de cellules renfermant du tanin ; celles-ci sont plus irrégulières et disséminées çà et là.

Les éléments du second groupe libérien s'éloignent déjà davantage, tandisque dans le troisième groupe s'effectue déjà l'exfoliation par le phellogène (planche IX, fig. 51). Ce tissu correspond dans la partie calleuse au callogène, mais là sa fonction est autre. Les groupes libériens au-delà de lui sont déjà comprimés, leurs cellules à tanin s'arrondissent, deviennent brillantes, tandisque les cellules corticales, nées des rayons médullaires, situées entre les groupes cunéiformes du liber, sont remplies d'air, leurs rangées sont devenues légères, leurs membranes sont jaunies ou brunies, leur contenu a disparu.

La couche la plus extérieure est limitée par le liège, au delà duquel on peut apercevoir une écorce oblitérée, foncée, mélangée de fibres scléreuses.

Mesures.

1. *L'épaisseur de la partie annelée* (planche IX, fig. 54), c'est-à-dire des mérithalles au-dessus de la zône de renflement est de 21 mm. (Automne 1901.)

Épaisseur de la moëlle	2000	μ
« du bois ancien	3440	«
« « « nouveau	160	«
« *du bois entier*	4600	«
« du liber jusqu'au phellogène ...	400	«
« « « au-delà du phellogène	800	«
« *de l'ensemble du liber*	1200	«
« de la pousse du cambium jusqu'à l'épiderme ...	4000	«
« de la moëlle, du bois et de l'écorce réunis	10,600	«
Soit, pour le rayon de la pousse	10·5	mm.

2. *Partie annelée du sarment* recueillie le 13 Mars 1902:

Épaisseur de la partie de pousse	16	mm.
« de la moëlle	1800	μ.
« du bois ancien (printemps 1901)	1600	«
« « « nouveau (automne 1901)	2400	«
« *de l'ensemble du bois*	4000	«
« du liber jusqu'au callogène ...	640	«
« du groupe libérien triangulaire mort, exclus par le phellogène	480	«
« de l'ensemble du liber vivant ...	640	«
« du cambium jusqu'à l'épiderme, y compris le liber et l'écorce ...	2240	«
« de la moëlle du bois de l'écorce réunis	8040	«
Soit pour le rayon de la pousse	8	mm.

Son bois ou sa couche annuelle se compose de deux parties facilement reconnaissables; les fibres jaunâtres du bois du printemps sont plus fortes, le diamètre des plus grands vaisseaux ligneux est de 160—200 μ, tandisque le bois d'automne est plus léger et a une couleur grise (à la mi-mars, la formation de la deuxième couche annuelle n'a pas commencé).

On trouve dans le liber 4 groupes de fibres couvrant chacune le faisceau libérien; tous les groupes libériens triangulaires exfoliés par le callogène renferment trois parties criblées et deux groupes de fibres et sont recouverts d'une couche de cellules comprimées de couleur brune.

Il n'y a point encore de nouveau phellogène secondaire. Le bois lui-même et les rayons médullaires qui sont renfermés dans le bois contiennent beaucoup d'amidon, la partie libérienne des rayons n'en présente que des traces, *tandisque l'écorce et la moëlle n'en contiennent pas du tout.*

Son écorce est vide; au-dessous du collenchyme les couches composées de cellules allongées tangentiellement, parallèles à la surface sont incolores; tandisque les autres qui couvrent les groupes scléreux (groupes de cellules en forme d'aile) ont une couleur jaune-citron clair. Il y a partout beaucoup de tanin, tant dans le bois, la moëlle, les rayons, le liber que dans l'écorce.

Le sort de la pousse axillaire qui prend son origine du noeud supérieur du mérithalle attaqué est différent.

1. Une pousse saine peut sortir du noeud supérieur du mérithalle annelé.

La moëlle d'une telle pousse est pleine d'amidon, son bois jeune est normal ainsi que son liber; le liber primaire devient scléreux sur les bords et est poussé en dehors par le liber normal secondaire (1–2 fibres de place en place), les cellules à tanin sont rangées en séries.

Les fibres du groupe scléreux sont encore rondes et les fibres ne sont pas encore adossées. Les grandes cellules de la moëlle allongées en sens tangentiel contiennent beaucoup d'amidon et de tanin. L'épiderme et le collenchyme existent encore, ce dernier commençant à jaunir par endroits.

Le bois de la première année, — (large de 720 μ, ses vaisseaux ont un diamètre de 90 à 120 μ) renferme beaucoup d'amidon, le bois de la deuxième année (320 μ de large) contient au contraire peu d'amidon et a des vaisseaux peu nombreux d'un diamètre de 30—56 μ. Le bois de la première année présente un développement inégal, asymétrique, dans sa plus large moitié les éléments montrent des parois plus fortes.

Dans la moëlle, l'amidon repose sur les cloisons inférieures, c'est un fait que j'ai observé ailleurs.

2. La pousse latérale sortant du noeud au-dessus du mérithalle annelé, dépérit, ainsi que la partie renflée elle-même: quand la guérison n'a pas eu lieu, quand deux mérithalles au-dessous d'eux se dessèchent et que le callus tertiaire n'a pas pu se former.

Le dépérissement de la pousse latérale peut se faire à des degrés différents.

a) Dans la moëlle d'une pousse semblable (de 4 mm. de diamètre), les cellules médullaires renflées forment un réseau, dont la structure ressemble à celle de la moëlle de la Rose. Les unes s'unissent en réseau et ont un contenu granulé à tanin, tandisque les autres situées entre elles sont absolument vides (planche IX, fig. 52).

L'amidon a complètement disparu de l'écorce de la pousse latérale desséchée et seules les masses globuleuses du tanin appa-

raissent dans les cellules, d'une couleur brun-clair-rougeâtre si on les traite par l'iodure de potasse iodé.

On ne rencontre d'amidon que dans les rayons médullaires et dans quelques cellules du bois. Le réactif ci-dessus indiqué nous donne un tableau fort curieux. L'écorce réticulée devient plus claire, d'un brun-rougeâtre, le sclérenchyme et le bois deviennent brun-foncé, les rayons médullaires bleu-foncé, la moëlle est incolore et les cellules en réseau de couleur éclatante.

b) Il peut arriver en second lieu que l'écorce de la pousse latérale, née du noeud de la partie malade dépérisse et prenne une couleur brune foncée, tandisque son contenu et les parois sont également bruns et tous ses éléments sont comprimés. Les faisceaux scléreux sont aplatis, le liber n'est reconaissable qu'à ses cloisons oblitérées, jaunes et le bois nouveau forme de petits groupes entre les cellules rouge-brunâtre. A l'oeil nu, la pousse de 4 mm. épaisseur nous apparaît couverte d'une mince *écorce brun-foncé de 0·5 mm. et sans moëlle.* Le bois et les cellules des rayons médullaires sont parfaitement vides.

Ainsi, la pousse est complètement détruite, parce qu'elle n'avait pas d'aliments; l'écorce s'est desséchée et remplie de matière de tanin.

I. Zône blanchâtre ou mérithalles au-dessus de l'incision annulaire.

Si nous considérons les changements survenus dans la zône blanchâtre ou dans la partie terminale du sarment, nous pouvons constater que sur des mérithalles supérieurs de 12 mm. de large, de *Rupestris monticola* (de Tarczal), le cylindre de bois homogène n'a plus que de 2 à $2^1/_2$ mm. de large (le cylindre de la partie renflée avait 3·7 mm.) et qu'il porte alternativement de 1 à 3 faisceaux libériens.

Le liber produit à sa partie extérieure le tissu de phellogène (nommé à la partie malade callogène). Celui-ci détache le liber primaire exfolié de couleur jaunâtre ainsi que le collenchyme, le sclérenchyme, c'est-à-dire toute l'écorce mêlée au liber (planche IX, fig. 53).

L'écorce se fend plus facilement près du phellogène car la subérification a déjà commencé en cet endroit. Le jeune liège

est jaune, il entoure comme d'une ceinture ondulée les faisceaux et pénètre en forme de pied dans les rayons médullaires. *C'est le commencement de la formation alternative du liber.* Le bois devient ici homogène, vert, semblable à celui qui croît dans les mérithalles normaux intacts.

Mesures.

1. *Pousse normale au-dessus de la partie annelée, à l'automne 1901.* Son épaisseur est de 12 mm. (Planche IX. fig. 53.)

Épaisseur de la moëlle	2000	μ
« du bois ancien	2400	«
« « « nouveau	160	«
« *de l'ensemble de la partie ligneuse*	2560	«
« du liber jusqu'au phellogène	340	«
« du liber au-dellà du phellogène	320	«
« *de l'ensemble du liber*	660	«
« de la pousse depuis le cambium à l'épiderme y compris l'écorce morte enliégée	1460	«
Moëlle, bois, écorce, réunis	6020	«
Soit, pour le rayon de la pousse	6	mm.

2. *Pousse normale au printemps* (recueillie le 13 Mars 1902, ayant passé l'hiver à l'air). Son épaisseur était de 7 mm. environ.

Épaisseur de la moëlle	1440	μ
« du bois du printemps 1901	750	«
« « « de l'automne 1901	250	«
« *de l'ensemble du bois*	1000	«
« du liber (du cambium jusqu'au phellogène)	200	«
« du liber au-delà du phellogène	100	«
« *de l'ensemble du liber*	300	«
du cambium à l'épiderme (liber et écorce compris)	3240	«
Soit, pour le rayon de la pousse	3·3	mm.

Son bois est déjà assez homogène, le bois d'automne est facilement reconnaissable à ses vaisseaux plus nombreux et plus petits. Le diamètre des plus grands vaisseaux du bois d'automne est de 150—160 μ.

Le liber est assez homogène, et au-dessus de chaque faisceau ligneux, on trouve un groupe de 2—3 îlots de fibres. Le phellogène n'est pas apparu autour de chaque pousse malade, parfois il ne s'est montré que sur une partie de la périphérie, par suite, le liège exfoliant n'a pas encore été produit; il peut également arriver que par place, le liège ait déjà 6 ou 7 couches.

On ne trouve d'amidon ni dans la moëlle, ni dans l'écorce, mais beaucoup dans les éléments ligneux primaires, dans les rayons médullaires, dans le liber situé immédiatement sous le liège, beaucoup moins dans les fibres du bois.

Son écorce est remplie d'air; le collenchyme est rouge-jaune comprimé, ensuite plus à l'intérieur viennent les cellules de l'écorce, incolores et vides, qui produisent la coloration caractéristique. Le liber, l'écorce, la moëlle et les rayons médullaires contiennent beaucoup de tanin.

Extrémité supérieure de la pousse couleur incarnat blanchâtre. La coloration des Vitis Rupestris monticola de Tarczal est plus accentuée aux extrémités des sarments. Tandisque la partie renflée est claire jaune-rouge, à l'extrémité la couleur devient incarnat plus clair, puis blanc-jaunâtre.

L'écorce se soulève en se plissant et se compose de collenchyme jaune comprimé en forme de bandeaux plats. Ces derniers recouverts par l'épiderme mince, de couleur brune ou jaune, produisent la nuance singulière du sarment, dont nous parlons. Les îlots de sclérenchyme d'un jaune mat, et le parenchyme de l'écorce, d'un brun-rougeâtre foncé soulevés par la dessiccation, ainsi que par l'air pénétrant par dessous, augmentent l'effet de la coloration.

Les rayons médullaires et les fibres ligneuses sont vides, ils ne contiennent pas d'amidon; les éléments comprimés de la partie criblée sont aplatis et en partie scléreux. La partie terminale est de la sorte complètement dépérie, et desséchée.

VI. Zône de desséchement.

La partie située au-dessous de l'incision annulaire se compose du cylindre du bois, dont la moëlle se détache et brunit sur les bords. L'écorce entièrement comprimée, de couleur brun-rougeâtre foncé, se sèche sur le bois et comprime les débris du liber aux

bords duquel les grands faisceaux scléreux resplendissent dans un milieu brun-rougeâtre. Quand l'écorce sèche portant les pycnides s'est détachée, le bois devient tout à fait dénudé.

C'est ce qui arrive au-dessous de l'incision à l'endroit où l'écorce fendue se détache par suite de l'activité du callus secondaire.

La partie située au-dessous de l'incision, recouverte d'écorce desséchée, est donc la partie de la pousse malade, la plus particulièrement atteinte. La dévastation complète de l'écorce et partielle du bois en sont les conséquences.

C'est l'endroit horrible dévasté par la maladie, dont la propagation était empêchée en haut par le callus de l'incision, en bas par le desséchement rapide de l'écorce et du liber.

Les pycnides se forment même à la surface du bois dénudé, dont les éléments périphériques, c'est-à-dire les fibres ligneuses et les vaisseaux du bois se sont embrunis, ainsi que les rayons médullaires dévastés, et tous sont remplis de filaments de mycélium.

Les vaisseux ligneux sont bouchés par les thylles qui forment un parenchyme. Les thylles se soudent si parfaitement entre elles que leurs parois deviennent communes, polygonales, serrées les unes contre les autres. Traitées par le chloro-iodure de zinc, les parois de thylles jaunissent; ce qui prouve qu'elles se sont lignifiées.

La plupart des thylles contiennent de la gomme jaune, qui apparaît également en dehors des thylles dans les vaisseaux ligneux en les embouchant. Les fibres du bois ne contiennent que quelques granules d'amidon et des débris de plasme adhérant à la paroi.

Les ponctuations des vaisseaux du bois deviennent roses, traitées par le rouge de ruthénium, mais où la différenciation gommeuse se produit, les ponctuations sont d'un jaune clair brunâtre. Les rayons médullaires ne renferment que quelques débris granuleux jaunâtres.

L'amidon ne fait son apparition que dans les fibres du bois et dans les rayons médullaires, 4 mm. au-dessous de l'endroit où le callus secondaire sort de la pousse; mais, dès cette partie (vers le haut) il devient plus abondant, et augmente jusqu' à ce que les fibres du bois, les cellules périphériques de la moëlle et les cellules du callus en soient gonflées.

Mais en descendant à partir de cet endroit, la partie du sarment qui paraît sèche — est vide.

Un grand nombre de filaments de mycélium parcourent les cellules du bois sur le côté dénudé, leurs sections sont partout visibles.

Traités par le phloroglucin et ensuite par l'acide chlorhydrique le bois et même les rayons médullaires se colorent en un beau rouge.

Par le vert d'iode la partie ligneuse prend une belle teinte bleue, tandisque les rayons médullaires deviennent verts. Par le sulfate d'aniline, le bois jaunit, ce qui prouve que la nature chimique des membranes du bois n'a point été altérée par la maladie.

1. *Zône de desséchement* à l'automne 1901, (planche XI, fig. 62). L'écorce s'est détachée et on ne voit que les débris du liber comprimé. Cette partie de la pousse a une épaisseur de 5·2 mm.

Épaisseur de la moëlle	1500	μ
« du bois ancien	960	«
« « « nouveau (il ne s'est « point développé)	—	«
« *de l'ensemble du bois*	960	«
Le liber est complètement détruit et ne forme plus qu'une mince bandelette comprimée et brune	160	«
Épaisseur du bois et de la moëlle réunis	2620	«
Soit, pour le rayon de cette partie de la pousse, composée d'un cylindre de bois sans écorce	2·6	mm.

2. *Zône de desséchement* sur les pousses recueillies le 15 Mars 1902 (planche XI, fig. 63). Épaisseur de la partie de pousse 9 mm.

Épaisseur de la moëlle	2000	μ
« du bois ancien (1901 printemps)	1600	«
« « « nouveau (1901 automne)	800	«
« *de l'ensemble du bois*	2400	«
Le liber et l'écorce manquent	—	«
Épaisseur du bois et de la möelle réunis	4490	«
Soit pour le rayon de la pousse	4·5	mm.

La zône de desséchement présente l'image de la dévastation la plus complète. La moëlle est complètement brune et se détache du corps ligneux par une grande cavité périphérique.

Le bois est absolument vide, il n'en reste que le squelette. Il est complètement rongé sur ses bords périphériques; quant aux rayons médullaires d'un brun foncé, ils sont remplis d'air.

Le bois nouveau a été aussi dévasté, il descend jusqu'ici venant de la zône calleuse et forme une mince ceinture. Les rayons médullaires sont rongés, présentent des cavités, preuve que la maladie a continué ses ravages même après la production du callus, les groupes de vaisseaux ligneux sortent des pourtours du bois ancien, sous forme de rayons plus larges en leur milieu (planche XI, fig. 65).

L'amidon n'existe nulle part. Il n'y a pas de liber, il a été rongé. Par endroits, on aperçoit des morceaux d'écorce où, comme dans les rayons médullaires, on trouve du tanin, ainsi que dans quelques éléments du bois.

Le callus s'est développé vers le bas et s'est efforcé d'établir des liens entre la zône de desséchement et les mérithalles inférieurs. Bien qu'il n'ait point réussi, la pousse n'a pas dépéri, puisque le bois déjà dévasté dans la zône calleuse supérieure forme encore à cet endroit un tube parfait. Et l'on sait que la moindre quantité de bois suffit à fournir de l'eau aux parties situées au-dessus.

VII. Partie au-dessous de la zône de desséchement.

1. *Dimensions de la partie au-dessous de la zône de desséchement* (planche XI, fig. 64). Elles sont à peu près les mêmes que celles des mérithalles supérieurs sains et intacts. L'épaisseur est de 11·4 mm. (automne 1901).

Épaisseur de la moëlle	2000 μ
« du bois ancien	2100 «
« « « nouveau	160 «
« *de l'ensemble du bois*	2260 «
« du liber jusqu'au phellogène ...	160 «
« « « au delà du phellogène ...	600 «
« *de l'ensemble du liber*	1760 «
« du cambium, du liber et de l'écorce réunis	1440 «
« de la moëlle, du bois et de l'écorce réunis	5700 «
Soit pour le rayon de cette partie de la pousse	5·7 mm.

2. *Partie située au-dessous de la zône de desséchement. Recueillie le 13 Mars 1902.* Épaisseur 11 mm.

Épaisseur de la moëlle	2000	μ
« du bois ancien (printemps 1901)	2240	«
« « « nouveau (automne 1901)...	400	«
« *de l'ensemble du bois*	2640	«
« du liber jusqu'au phellogène ...	240	«
« « « exclus et mort	112	«
« *du liber vivant*	240	«
« du cambium à l'épiderme (liber et écorce compris)...	880	«
« de la moëlle, du bois et de l'écorce réunis	5520	«
Soit, pour le rayon de la pousse	5·5	mm.

Le bois ancien renferme beaucoup de thylles, elles obstruent même une grande partie des vaisseaux du bois. La partie vivante du liber s'étendant jusqu'au phellogène est compacte, sans fibres scléreuses.

Le liber exclus est brun-rougeâtre, complètement comprimé et renferme dans chaque groupe un îlot de fibres.

L'écorce est brune, remplie d'air, sur ses bords intérieurs le liber exclus forme une raie rouge.

La moëlle et l'écorce sont vides. On trouve de l'amidon dans le bois et les rayons médullaires. Il y a beaucoup de tanin dans l'écorce, le liber, la moëlle, peu dans les rayons médullaires et le bois, davantage dans le bois primaire.

Le tanin s'amasse en ce cas dans le liber et le bois primaire.

Tête de la souche portant des pousses mortes.

La tête de la souche portant les sarments malades et en partie morts, présente, si on la coupe en deux parties, une couleur brun-jaunâtre déterminée par le tanin amassé dans les fibres ligneuses et dans les rayons médullaires, et par la gomme apparaissant en taches et embouchant les vaisseaux ligneux.

La partie inférieure, le col de la souche est blanc, sa structure est plus légère, ses fibres ligneuses contiennent peu d'amidon, tandisque ses rayons médullaires en renferment davantage. Ses vaisseaux et son parenchyme du bois renferment de la gomme, les premiers sont généralement remplis de thylles.

Les tubes criblés sont fermés, leur cal gonflé; dans le liber se trouvent 1 à 2 groupes de fibres. Sur le côté extérieur 5 ou 6 assises de liège, sorti du phellogène libérien. Les autres débris de l'écorce se sont en grande partie exfoliés, rejetés.

Dégâts produits par le rot livide sur les boutures.

Dans la pépinière américaine de l'état à Tarczal, le 4 Mars 1902, on constata le rot livide sur des boutures enracinées de Vitis Rupestris monticola, stratifiées pendant l'hiver. Ce fait me confirme encore dans l'idée que c'est dans le sol que s'effectue l'infection des sarments.

Cette forme de la maladie est toute récente et mérite d'attirer l'attention. Les petites pousses sorties des boutures s'épaississent à l'endroit où elles parviennent à l'air, à dos d'âne, c'est-à-dire où elles sortent du sol comme dans la maladie des sarments des pieds-mères.

La maladie apparaît sur le 3ème, 4ème ou 5ème mérithalle à partir du bas. Cet épaississement est produit par le callus qui s'est formé et fend en lanières l'écorce protectrice. Les mérithalles sous le callus, ont retardé leur développement et sont desséchés en noir. Leur écorce et celle du callus qui est fendue se recouvre des pycnides du rot livide.

Quelquefois, une forte racine sort de la partie calleuse, dans ce cas, la pousse devient complètement indépendante et continue à se développer par sa racine, comme les autres pousses saines.

Dans d'autres cas, il ne se produit point un aussi fort renflement, l'incision annulaire s'aperçoit sur l'un des côtés de la pousse, comme une blessure creuse, le long de laquelle apparaît le débordement du callus. Alors la jeune pousse demeure naine et s'épaissit beaucoup plus que dans le premier cas. Sur son écorce, les pycnides du rot livide sont toujours visibles sous forme de pustules noires.

Ainsi donc, sur les jeunes pousses des boutures de pépinière:

1° un mérithalle seulement se renfle (le 3—4 ou 5ème, planche XI, fig. 66) ou

2° la jeune pousse se renfle à partir de la base sur 3—4 mérithalles (planche XI, fig. 67).

Les racines (souvent 5 à 7) peuvent se former du callus, ou elles ne sortent que de la partie située au-dessus du callus c'est-à-dire de la zône de renflement ; mais jamais de la partie au-dessous du callus (ou zône de desséchement).

Ier cas. On se trouve en présence d'un phénomène fort curieux (planche XI, fig. 66). La zône de callus et de renflement sont considérablement développées et la racine sortant du callus a 26 cm. de longueur avec une riche ramification.

La pousse de la bouture s'est guérie (tandisque la zône inférieure de desséchement a été complètement détruite), mais elle est devenue indépendante par la racine provenant de la zône calleuse supérieure.

2ème cas. Le renflement de callus s'est mis en communication avec la partie inférieure saine de la bouture, en produisant du callus tertiaire (planche XI, fig. 67).

En examinant ces boutures, nous constatons une hypertrophie excessive des tissus au-dessus de la zône calleuse, autrement dit, ces jeunes pousses présentent aussi les symptômes de l'incision annulaire, mais c'est plus remarquable ici que sur les plus grandes pousses.

Dimensions.

1. *Partie normale.* Longueur : 15 cm. (s'étendant sur 15 à 17 mérithalles). Épaisseur 2 mm.

Épaisseur de la moelle	320 μ
« du bois	512 «
« du liber	80 «
« de l'écorce	176 «
Rayon de la pousse	1088 «

Le cylindre de bois compact, est formé de petites cellules, les rayons médullaires sont verts, le liber est vivant et présente sur ses bords un liège épais. L'écorce est morte, brune ; le bois renferme beaucoup d'amidon, ainsi que le liber et les rayons médullaires, mais il n'y en a point dans la moëlle, ni dans l'écorce.

2⁰ *Partie annelée de la pousse*, longue de 5 cm. Elle embrasse 3—4 mérithalles et a 4 mm. d'épaisseur.

Épaisseur de la moëlle	880 μ
« du bois	640 «

Épaisseur du liber	160	μ
« de l'écorce et du liège	290	«
Rayon de la pousse	1970	«

Le liège devient plus épais et ondulé, au-dessus des rayons médullaires il a plusieurs couches d'une épaisseur totale de 60 μ, tandis qu'au-dessus du liber il n'a que 30 μ.

L'amidon est dans les mêmes conditions qu'au premier cas.

3⁰ *Zône de renflement.* Elle embrasse ordinairement un mérithalle, sa longueur est de 1·5 cm. son épaisseur de 4·5—5 mm.

Épaisseur de la moëlle	1040	μ
« du bois	800	«
« du liber	176	«
« de l'écorce	240	«
Rayon de la pousse	2250	«

Son écorce est déjà soulevée par endroits, le liège pénètre entre les rayons médullaires sous forme de coussins jaunes et fend l'écorce devenue rouge-brunâtre foncé. La moëlle elle même est également remplie d'amidon, seuls l'écorce et le liège sont vides.

4⁰ *Partie supérieure de la zône calleuse.* Elle est longue de 4 mm. son épaisseur est de 5·8 à 6 mm.

Épaisseur de la moëlle	1040	μ
« du bois	920	«
« du liber	320	«
« de l'écorce	500	«
Rayon de la pousse	2880	«

C'est de cette partie que les racines tirent leur origine, 3—4 à la fois dans un même plan. On ne trouve d'amidon que sur les bords de la moëlle en ces mêmes endroits. Mais dans les plaines voisines, inférieures ou supérieures on trouve également de l'amidon dans la moëlle.

5. *Partie inférieure de la zône calleuse.* Elle a 6 mm. de longueur et 3·7 mm. d'épaisseur.

Épaisseur de la moëlle	800	μ
« du bois	400	«
« du vieux bois fibreux	160	«
« du bois nouveau inconsistant	240	«
« du liber	160	«
« de l'écorce	480	«

Rayon de la pousse ... ... 1840 μ

Le vieux bois est rongé sur les bords. Le bois sorti du nouveau callus a crû tout autour comme un anneau. Le bois nouveau est très léger et possède de minces cloisons.

La moëlle, l'écorce, le vieux bois sont complètement vides; le liber et le bois nouveau sont remplis d'amidon.

6⁰ *Zône de desséchement.* Elle embrasse 2—3 mérithalles et a 1·7 mm. d'épaisseur.

Épaisseur de la moëlle	640	μ
« du bois	240	«
« du liber	—	«
« de l'écorce	—	«
Rayon de la pousse	880	«

Elle est complètement ruinée et ne possède plus que la partie ligneuse qui est brune rouge, dentelée sur ses bords; de la moelle brune foncée on n'aperçoit plus que les restes, en forme de franges. Elle est absolument vide et les membranes cellulaires sont atteintes.

Incision annulaire causée par le rot livide comparée à l'incision annulaire artificielle.

La maladie qui apparaît sur les pousses américaines ressemblant à l'incision annulaire et provenant du rot livide, peut être, au point de vue de l'hystiologie, comparée à l'incision annulaire artificielle. D'après les données de H. LECOMTE (l. c. p. 297) au sujet du l'incision annulaire artificielle de la *Vitis vinifera*, le riche développement des parties situées au-dessus de l'incision annulaire est fort remarquable, quand l'incision se fait après le développement du feuillage.

Sur les pousses annelées, il y a plus de fleurs et les fruits sont plus grands que sur les autres branches, mais les feuilles se dessèchent et tombent plus tôt qu'ailleurs; la partie située au-dessus de l'incision dépérit l'année suivante si sur les deux bords de la blessure, les renflements ne se sont point unis.

Dans le cas de *V. Rupestris monticola* le développement plus riche des tissus de la pousse annelée est aussi remarquable, se traduisant extérieurement par un renflement embrassant plusieurs mérithalles et par une hypertrophie extrême de l'écorce et du liber.

Le développement de chacun des groupes de tissus s'observe le mieux par les mesures prises en automne et au printemps.

Les voici, réunies dans quelques tableaux :

I. Dimensions des sarments de Vitis Rupestris monticola (attaqués par le rot livide) le 27 Septembre 1901.

Groupes de tissus	I. Partie terminale blanchâtre	II. Zône de l'incision annulaire supérieure	III. Zône du renflement (zône de l'incision inférieure)	IV. Partie supérieure de la zône calleuse (callus primaire)	V. Partie inférieure de la zône calleuse (callus secondaire)	VI. Zône de dessèchement	VII. Zône au-dessous du dessèchement
Épaisseur de la moëlle	2000	2000	2400	2000	1500	1500	2000
Épaisseur du bois ancien	2400	3440	1600	1600	1280	960	2100
Épaisseur du bois nouveau	160	160	400	2080	quelques groupes dispersés	—	160
Ensemble du bois	2560	4600	2000	3680	1280	960	2260
Epaisseur du liber jusqu'au phellogène	340	400	280	400	—	—	160
Liber en-dehors du phellogène	320	800	800	800	—	—	600
Ensemble du liber	660	1200	1080	1200	—	160 comprimés et morts	760
Du cambium jusqu'à l'épiderme	1460	4000	3040	3200	8000	—	1440
Callus	—	—	—	2000	7200	—	—
Moëlle, bois, écorce réunis	6020	10600	7440	8880	10780	2620	5700
Épaisseur du sarment	12 m/m	21 m/m	15 m/m	20 m/m	23·5 m/m	5·2 m/m	11 m/m

II. Dimensions des sarments de Vitis Rupestris monticola (attaqués par le rot livide) le 13 Mars 1902.

Groupes de tissus	I. Partie terminale blanchâtre	II. Zône de l'incision annulaire supérieure	III. Zône du renflement (zône de l'incision inférieure)	IV. Partie supérieure de la zône calleuse (callus primaire)	V. Partie inférieure de la zône calleuse (callus secondaire)	VI. Zône de desséchement	VII. Zône au-dessous du desséchement
Épaisseur de la moëlle	1440	1800	2400	2000	1600 partiellement comprimé	2000	2000
Épaisseur du bois ancien (du printemps 1901)	750	1600	1600	1600	1600 en morceaux	1600	2240
Épaisseur du bois nouveau (de l'automne 1901)	250	2400	1600	2880	3200	800	400
Ensemble du bois	1000	4000	3200	4480	4800	2400	2640
Épaisseur du liber jusqu'au phellogène	200	640	720	480	300 partie moins atteinte 400		240
Liber en-dehors du phellogène	100 non comprimé	480 comprimé	640 comprimé	800 comprimé	800 comprimé		112 comprimé
Ensemble du liber vivant	300	640	720	480	480	—	240
Du cambium jusqu'à l'épiderme	800	2240	3120	3200	4480		880
Callus			—	transformé			
Moëlle, bois, écorce réunis	3240	8040	8720	9680	10880	1400 pas d'écorce	5520
Épaisseur du sarment	7 m/m	16 m/m	18 m/m	20 m/m	22 m/m	9 m/m	11 m/m

III. Dimensions des pousses de boutures enracinées (attaquées par le rot livide) le 13 Mars 1902.

Coëfficients	Groupes de tissus	I. Partie terminale normale	II. Partie annelée	III. Zône de renflement	IV. Partie supérieure de la zône calleuse	V. Partie inférieure de la zône calleuse	VI. Zône de dessèchement	VII. Partie au-dessous de la zône de dessèchement
Moëlle 2·75	Épaisseur de la moëlle	320	880	1040	1040	800	640	—
Bois 1·25	Épaisseur du bois	512	640	800	960	400 (ancien bois 160) (nouveau bois 240)	240 mort	
Liber 2	Épaisseur du liber	80	160	176	320	160	—	
Écorce 1·6	Épaisseur de l'écorce	176	290	240	560	480		
Épaisseur 2	Épaisseur de la pousse	2 m/m	4 m/m	5 m/m	5·8 m/m	3·7 m/m	-	—

Ces mesures sont si claires qu'en les comparant avec les dessins, le processus du développement apparaît parfaitement. Aussi, des explications plus développées sont superflues.

Tableau des coëfficients de l'incision annulaire artificielle et de l'incision causée par le rot livide.

Numéro	Vitis vinifera, incision annulaire artificielle		Vitis Rupestris monticola: rot livide à l'automne 1.	Vitis Rupestris monticola: rot livide au printemps 2.	Vitis Rupestris monticola: moyenne prise sur 1 et 2 3.	Vitis Rupestris monticola: bouture enracinée 4.	Vitis Rupestris monticola: moyenne prise sur 1, 2, 4 5
I.	Coëfficient du bois (au-dessus et au-dessous)	1·64	2·09	1·51	1·8	1·25	1·6
II.	Coëfficient du liber (au-dessus et au-dessous)	1·9	1·6	2·66	2·13	2	2·13
III.	Coëfficient des fibres et de l'écorce (au-dessus et au-dessous)	1·6	4	2·5	3·1	1·6	2·7
IV.	Coëfficient du bois et du liber (au-dessus et au-dessous)	1·7	1·9	1·6	1·71	1·3	1·6

En combinant ces chiffres, on voit que le coëfficient de I. *bois* (1·8) et de IV. *bois et liber* (1·71) en prenant la moyenne de l'automne et du printemps dans la *V. Rupestris monticola*, correspond à celui (1·64 et 1·7) de la *Vitis vinifera*. Il y a augmentation dans le coëfficient (2·13) du II. *liber* en faveur de *Vitis Rupestris monticola*, puisque la *Vitis vinifera* n'a que 1·9.

La seule différence qui ait une importance considérable est celle des coëfficients de III. *fibres et écorce*, parce que la *Vitis Rupestris monticola* produit deux fois plus de fibres corticales que la *Vitis vinifera* (3·1—1·6).

L'incision annulaire causée par le rot blanc atteint donc de plus grandes dimensions dans la *Vitis Rupestris monticola* que l'incision annulaire artificielle, puisque généralement le liber de tout un mérithalle est dévasté; en outre, les filaments du rot causant la maladie continuent à ruiner la pousse et leurs enzymes à faire sentir plus loin leurs effets.

Il en résulte des altérations essentielles du plus profond effet, tandisque l'incision annulaire artificielle ne se traduit que par des altérations moins importantes.

Processus de la guérison.

La guérison dépend en première ligne de l'apparition du callus tertiaire. Autrement, les bords des blessures s'assimilent plus rarement et seulement quand la zône de desséchement est fort courte. On peut suivre le processus de la guérison sur les dessins ci-joints.

Tandisque les endroits correspondants de la I. *Partie supérieure de la pousse* (planche IX, fig. 53 I) et de la II. *Partie annelée* (zône de l'incision, planche IX, fig. 54 I présentent même au printemps un aspect semblable à celui de l'automne (c'est pour ce motif que nous ne donnons pas les dessins de l'état printanier), les altérations sont, au contraire, fort importantes dans les autres zônes.

La différence entre III. *l'état automnal de la zône de renflement* (planche IX, fig. 55 III) et *l'état printanier* (planche IX, fig. 56 III) est très considérable. Car au printemps une partie du liber extrêment large a été exclue par le phellogène secondaire

(qui continue son activité dans les zônes inférieures, sous le nom de callogène), le bois s'est développé deux fois autant que le précédent, il en est de même de l'écorce brune morte, qui s'augmente de nouvelles couches.

IV. Dans la *partie supérieure de la zône calleuse* (planche X, fig. 58 IV) la faible production de bois (en forme d'éventail) a continué et a donné un résultat inattendu, car la transformation du callus s'est opérée très vite et avait déjà produit au mois de Mars un anneau complet de bois, dans les pousses les mieux guéries (planche X, fig. 59 IV).

Ce nouvel anneau de bois s'est développé autour du vieux bois (1901 printemps) aux bords brun-jaunâtre, malade, rongé, et le liber mou formé de dents pointues, est remplacé par un anneau de liber très actif de structure normale, semblable à une roue dentelée, avec ses coins libériens bruns exclus. Le callus s'est complètement transformé, et a été remplacé par un parenchyme cortical très large, de couleur brun-jaunâtre.

V. Dans la *partie inférieure de la zône calleuse* (planche X, fig. 60 V), où, vers la mi-septembre, il n'existait qu'une puissante masse de callus, avec des faisceaux ligneux dispersés, nous trouvons au printemps, c'est-à-dire le 13 Mars un nouvel anneau de bois de développement irrégulier, entourant le vieux bois attaqué. Dans les interstices de l'anneau de bois nouveau, le callus producteur s'aperçoit partout (13 Mars) et l'on a remarqué qu'il n'a pas encore terminé sa tâche.

Ainsi donc, le bois a continué à se développer parfaitement de façon à ce qu'il ne subsiste dans le nouvel anneau de bois que des interstices très étroits ; encore ne sont-ils situés qu'autour du vieux bois, tandisque, sur sa périphérie, le bois est entouré de liber parfaitement indemne et régulièrement développé, ne différant de la phase de développement précédente (planche X, fig. 59 IV), que par des dimensions plus petites et quelques inégalités.

Dans VI, *la zône de desséchement* (planche XI, fig. 62 VI), l'écorce s'est effilée en automne sur presque toute la périphérie du bois et les tissus produits par le callus (planche X, fig. 58 IV) s'allongeant jusqu'à cet endroit, ont également souffert parce que le rot livide n'a pas encore cessé ses ravages ; le liber appartenant au bois nouveau a été également rongé.

Mais les choses n'en sont pas restées en l'état pris au mois de Septembre et, dans les pousses les mieux guéries (planche XI, fig. 63 VI); le bois ancien dévasté est recouvert en Mars d'un nouvel anneau de bois léger, renfermant des rayons médullaires en partie obliques et interrompu par la partie intercalée du callus tertiaire et les restes du callus dévasté.

VII. *Partie au-dessous de la zône de desséchement.* (Planche XI, fig. 64 VII.) Il n'y a point de différence importante entre l'état au mois de Septembre et au mois de Mars, du mérithalle situé au-dessous de la zône de desséchement; aussi, l'état printanier n'a pas été dessiné.

Le processus de la guérison, crée de nouveau, par suite de la différentiation des tissus, une communication régulière et soude les tissus conducteurs. *Ceci se produit par le callus secondaire* et *surtout par le callus tertiaire.*

Tous les deux ont réparé les défectuosités des tissus causées par la maladie, en formant des tissus nouveaux capables de se développer, ils ont fait disparaître les causes de la maladie, puisque les filaments qui peuvent encore se trouver dans le bois ancien ne sont plus capables de se développer. En outre, les sarments se sont délivrés des pycnides formées sur leur superficie, en se débarassant de l'écorce.

Continuons nos recherches sur les différences entre les pousses saines et les pousses malades, par rapport au contenu d'amidon.

Les travaux de Ravaz et Bonnet[1] nous ont appris qu'on pouvait, à l'aide du microscope, juger, d'après le contenu d'amidon, du degré d'aoûtement des sarments et en tirer des conclusions importantes pour la pratique.

Les pousses malades et saines ayant, dans ce cas, paru extérieurement assez aoûtées, reste à savoir s'il y a ou non de l'amidon dans les pousses guéries et, s'il en existe, si la quantité correspond à l'amidon d'une pousse normale et saine.

Le tableau suivant donne le résumé des résultats obtenus, et montre que la distribution d'amidon est assez semblable dans les parties correspondantes des deux pousses; dans les rayons corticaux seulement, de la pousse guérie, il existe plus d'amidon

[1] Ravaz et Bonnet. Sur les qualités des «bois» de la Vigne. Ann. de l'Ecole Nat. d'Agric. de Montpellier. Nouv. Sér. 1901.

(ce qui provient de l'incision annulaire), que dans les parties correspondantes de la pousse saine, qui en renferment très peu. La moëlle et l'écorce sont vides dans toutes les deux.

Nos exemples correspondent ainsi au *type 3 sarment* bon de MM. Ravaz et Bonnet (l. c. p. 31).

Vitis Rupestris monticola. Tableau montrant la répartition de l'amidon constatée le 13 Mars 1902, dans les sarments normaux comparativement à la répartition dans les sarments guéris du rot livide.

			Moëlle	Près du bois primaire	Bois	Rayon médullaire	Rayon cortical	Liber	Écorce
I.	Partie terminale	guérie	○	+	‡	+	‡	‡ sous le liège	○
		saine, normale	○	+	‡	‡	○	○	○
II.	Zône de l'incision annulaire	guérie	○	○	+	‡	○ traces	○	○
		saine, normale	○	‡	‡	‡	+	‡	○
III.	Zône de renflement	guérie	○	+	‡	‡	+	+	○
		saine, normale	○	‡	‡	‡	+	+	○
IV.	Partie supérieure de la zône calleuse	guérie	○	+	+ dans le bois vieux ‡ dans le bois nouveau	‡	+	+ à l'extérieur ‡ à l'intérieur	○
		saine, normale	○	○	‡	‡	+	+ à l'intérieur	○

		Moëlle	Près du bois primaire	Bois	Rayon médullaire	Rayon cortical	Liber	Écorce
V. Partie inférieure de la zône calleuse	guérie	○	○	‡ dans le bois du callus ○ dans le bois ancien	‡	+	‡ dans le fort ○ dans le mince	○
	saine, normale	○	○	‡	‡	+ très peu	+ très peu	○
VI. Zône de desséchement	guérie	○	○	○	○	○	○	○
	saine, normale	○	○	‡	‡	+ très peu	+ très peu	○
VII. Zône au-dessous du desséchement	guérie	○	○	‡	+	‡	‡	○
	saine, normale	○	○	‡	‡	+ très peu	+ très peu	○

○ = point, + = peu, ‡ = beaucoup.

Il est bien difficile de comparer ce tableau avec les données de H. Lecomte au sujet de la *Vitis vinifera,* puisqu'il n'indique pas dans son ouvrage l'époque à laquelle il a examiné le contenu d'amidon de la pousse artificiellement annelée. A son avis, l'amidon s'amasse dans l'écorce, le parenchyme libérien, les rayons médullaires et le bord de la moëlle (au-dessus de l'incision); tandisque les tissus correspondants situés au-dessous de l'incision en contiennent peu ou point (l. c. p. 303). Dans notre cas le mérithalle au-dessous VII. *de la zône de desséchement* et la III. *zône de renflement,* c'est-à-dire les parties au-dessus et au dessous de l'incision présentent une répartition d'amidon égale. On ne saurait donc tirer des conclusions de ces comparaisons,

mais ce sur quoi je veux attirer spécialement l'attention *c'est que l'incision annulaire provenant du rot livide est un processus pathologique beaucoup plus compliqué que l'incision annulaire artificielle.*

La première comporte des dévastations de tissus beaucoup plus considérables, affectant des parties vivantes et des renouvellements de tissus, qui se font plus difficilement parce qu'elle est produite par le parasite pathogène vivant dans les tissus affectés.

Expériences de greffage de sarments annelés par le rot livide.

Nous avons recueilli à Tarczal le 14 Mars 1902 des boutures sur des pieds malades dont les sarments avaient passé l'hiver, assez rigoureux, sans être recouverts.

Nous en avons fait des greffes entre le 18—20 Mars. Elles ont été conservées en étuve à une température de + 25—28 C° pendant 3 semaines, et ensuite stratifiées dans de la mousse (16—18 C°) jusqu'au 1er Mai et placées le jour même dans la pépinière de l'Institut.

1. *Greffe de V. Rupestris monticola (malade) sur elle-même.*

Sur 10 greffes 4 ont présenté des formations de callus et une cicatrisation partielle. Et parmi elles l'une avait poussé 8 feuilles jusqu'au 21 Juillet.

La partie porte-greffe était morte, tandisque le greffon avait poussé de son tubercule calleux des radicelles, servant à sa nutrition. Il n'y avait trace de mycélium, ni dans le greffon ni dans le callus.

2. *Vitis vinifera* (cépage Hárslevelü, à feuilles de tilleuil) *greffée sur V. Rupestris monticola portant des brulûres.*

Sur 10 greffes 3 avaient formé jusqu'au 21 Juillet des pousses, (à 3—4 feuilles) faibles. La cicatrisation de ces pousses était très défecteuse. Seul le greffon avait poussé des radicelles, le porte-greffe était mort.

3. *Vitis vinifera* (cépage Hárslevelü, à feuilles de tilleuil) *greffée sur la zône calleuse de V. Rupestris monticola.*

Pas de cicatrisation.

4. *Vitis vinifera* (cépage Hárslevelü, à feuilles de tilleuil) *greffée sur la zône du renflement de V. Rupestris monticola.*

Sur 10 greffes 3 produisirent des pousses faibles à 3—4 feuilles, les autres dépérirent. Le porte-greffe était mort, seules les radicelles poussées par le tubercule calleux nourrissaient le greffon.

5. *Vitis vinifera* (cépage à feuilles de tilleuil) *greffée sur la zône de l'incision de V. Rupestris monticola.*

Sur 10 greffes 5 portaient des pousses à 3—4 feuilles, 5 ne poussèrent pas. On constate sur les deux individus des greffes, une formation de callus cicatriciel. La soudure était presque réussie, mais les radicelles prenaient même dans ce cas naissance du callus cicatriciel. Pas de mycélium dans les tissus.

6. *Vitis vinifera* (cépage Hárslevelü) *greffée sur la partie terminale blanchâtre de V. Rupestris monticola.*

Sur 10 greffes 3 poussèrent (à 2—3 feuilles) jusqu'au 21 Juillet. Il y avait du callus cicatriciel sur les deux parties, le greffon et le porte-greffe poussèrent des radicelles. Pas de mycélium dans les tissus.

7. *Greffe témoin. Vitis vinifera* (cépage Hárslevelü) *greffée sur V. Rupestris monticola saine.*

Sur 10 greffes 8 poussèrent (jusqu'au 21 Juillet) formant chacune 6—8 pousses d'un développement moyen.

La soudure, la formation du callus étaient régulières. Le porte-greffe présentait des radicelles nombreuses sur toute sa longueur.

Les résultats de ces expériences sont en parfaite harmonie avec les faits constatés pendant l'examen hystiologique des parties atteintes.

Au point de vue pratique on peut laisser de côté les expériences 1—4 et 6, personne ne prendra jamais pour boutures de semblables parties contaminées. L'expérience 5 démontre que même dans le cas où la soudure de la zône annelée est établie, le porte-greffe, c'est-à-dire la bouture provenant de la zône annelée n'a pas la faculté de s'enraciner.

En résumé, les sarments annelés ne peuvent servir de boutures.

Sphaero-cristaux des Saccharoses.

J'ai découvert en examinant les sections fraîches de l'écorce des pousses de *Vitis Rupestris monticola* ayant hiverné sur souches à air libre, et recueillies le 13 Mars 1901, de grandes formations arrondies, de couleur jaunâtre-pâle radiée, répandues immédiatement sous l'épiderme, dans le collenchyme ou plus profondément encore. Plus tard, j'ai trouvé de semblables sphaero-cristaux dans les sections faites en Septembre 1900 et conservées dans la glycérine.

Les sphaero-cristaux se rencontrent en plus grand nombre dans les lanières corticales soulevées. Dans les autres parties de la pousse, transformées par la maladie, comme dans l'écorce de la zône de renflement et celle de la partie annelée, ils sont plus rares.

Dans la partie terminale du sarment, je n'en ai rencontré aucun. On n'a pu en découvrir dans l'écorce des pousses saines (longues de 3 mètres) de *Vitis Riparia Portalis* et de *Vitis Solonis* ayant hiverné à air libre.

Les sphaero-cristaux se sont présentés en groupe dans l'écorce des pousses malades, sous la forme de cailloux irréguliers, aux coins arrondis ; ils sont très réfringents et placés dans les cavités formées par l'écartement des cellules. Les groupes ont régulièrement de 80 – 160 μ de grandeur.

La différentiation est parfois si volumineuse qu'elle forme des nids de 160 μ de hauteur, soulevant complètement l'écorce (planche XI, fig. 68_1), on trouve sur une partie d'écorce longue de 1600 μ 6 à 7 nids aussi grands, en chacun desquels se trouvent 10 – 12 sphaero-cristaux.

Dans la partie la plus intérieure de l'écorce où les cellules ne sont pas aussi comprimées, des sphaero-cristaux plus réguliers, plus jeunes, entièrement incolores, d'un diamètre de 15 à 20 μ apparaissent. Ces différentiations plus petites ont également la structure des sphaero-cristaux ou sphaerites.

Ils sont composés d'une masse de cristaux en forme d'aiguille, disposés suivant les rayons d'une sphère. Les sphaero-cristaux généralement incolores présentent sur leurs bords des échancrures.

Ils présentent ordinairement des cavités en leur milieu d'où partent vers la périphérie, des fentes et des brèches. (Planche XI, fig. 68_2.) Ils peuvent, comme les autres sphaero-cristaux, envahir en même temps plusieurs cellules, ce qui prouve que l'interposition des membranes n'arrête pas les forces moléculaires cristallisantes, de sorte que ceux qui se forment dans le voisinage des pycnides pénètrent même dans leur cavité. (Figure 10.)

L'examen chimique au microscope montre que les sphaero-cristaux réduisent le réactif de Fehling. En employant successivement les deux liquides constitutifs (1° sulfate de cuivre dissous dans l'eau, 2° sel Seignette) du réactif de Fehling, c'est-à-dire en mouillant d'abord les coupes épaisses dans le premier, puis

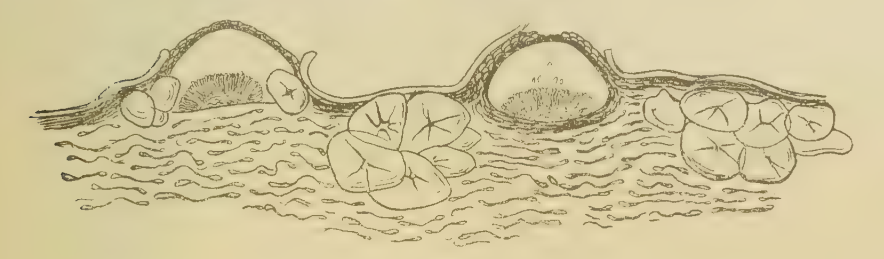


Figure 10. Vitis Rupestris monticola.
Groupes de sphaero-cristaux dans l'hypoderme collenchymatique desséché. Quelques — uns pénètrent même dans les pycnides. Zeiss: ocul. compens. 4/3 object. apochromat. Grossiss. 125.

dans le second, nous trouvons à la place des sphaero-cristaux, sans les chauffer, un précipité granuleux, fin, de couleur vert bleuâtre.

En employant le réactif de Trommer (c'est-à-dire en plaçant les sections trempées dans du sulfate de cuivre concentré, dans de la solution de potasse) les sphaero-cristaux deviennent immédiatement granuleux, en chauffant le porte-objet ils prennent une couleur tirant sur le bleu, et à leur périphérie se forment des cristaux (de forme aiguille) incolores; en les chauffant davantage, ils se transforment en une masse granulée plus foncée, d'un bleu d'acier sale. Une autre fois, de petites formations d'un vert-bleu foncé, en forme de lentille ou de bâtons courts sont apparues au lieu de sphaero-cristaux.

Dans le réactif de glucose de Löwenthal (c'est-à-dire en chauffant les coupes dans une solution d'acide tartrique, de carbonate de sodium et de chlorure de fer), les sphaero-cristaux se sont vite dissous et il n'est resté que de petits éclats avec une masse jaunâtre. Mais le précipité brun, caractérisant la réaction ne s'est point présenté.

Par le réactif de Barfoed les sphaero-cristaux ont formé une masse granulée, bleu pâle à la température normale et plus brillante après le chauffage. La glucose donne, par le réactif de Barfoed, un précipité rouge, tandisque la dextrine ne détermine aucune altération.

Le réactif à la glucose de Campani (dissolution d'acétate de plomb et d'acétate de cuivre dilués), ne produit aucune altération remarquable, le réactif étant réduit par la glucose et non par la saccharose.

Dans le réactif à la glucose de Mulder (dissolution d'indigo-carmin rendue basique par le carbonate de soude) en chauffant la glucose on aperçoit une couleur successivement jaune, rouge et verte. Ici une semblable altération dans les couleurs ne s'est point produite. Mais, deux jours après le desséchement des coupes, une masse de nouveaux sphaero-cristaux très petits (4—8 μ) ronds, serrés, jaunes apparurent à la place des sphaerites anciens.

Le réactif de Soldaini (dissolution de bicarbonate de potasse avec du sulfate de cuivre) n'a pas été réduit par les sphaerites.

Dans l'eau chaude, même bouillie plusieurs fois, la dissolution ne se produit qu'à peine; les sphaerites se fendent et tombent en petits morceaux. Dans de la glycérine, ils paraissent gonflés, leur structure radiée s'aperçoit le mieux dans l'eau.

De toutes ces réactions, on peut conclure que *les sphaero-cristaux se composent en majeure partie de saccharose, c'est-à-dire de sucre de canne,* et qu'ils renferment même probablement d'autres principes sucrés.

Comme nous savons que la laevulose, la dextrose et la saccharose sont fort répandues et se transforment l'une en l'autre et sont produites par la plante de diverses combinaisons chimiques (Pfeffer), et que la saccharose peut être également une substance

nutritive en réserve (BOURQUELOT)[1 2] il est probable qu'ici nous sommes en présence d'un état de la nutrition qui est en rapport avec le cours de la maladie.

Le fait de se présenter spécialement dans les lanières corticales soulevées, c'est-à-dire dans des tissus où les rapports ont été très vite interrompus en est la meilleure preuve. De même, leur distribution qui diminue progressivement vers l'extrémité du sarment corrobore cette supposition.

Il serait en tous cas très intéressant de contrôler l'importance et le rôle des sphaero-cristaux organiques de la Vigne. En dehors des pousses de *Vitis Rupestris monticola,* atteintes de rot livide, j'ai trouvé de semblables sphaero-cristaux dans les grains de raisins européens.

Dans des préparations à la glycérine faites de l'épiderme de grains non encore mûrs de Kövi dinka, j'ai constaté, au bout de cinq mois, l'apparition de semblables sphaero-cristaux de saccharose. (Planche XI, fig. 69_{1-4}.)

Les groupes étaient grands (diamètre de 400 μ), composés de nombreux nids de cristaux qui montraient un développement inachevé. Le 20 Mars, la couche extérieure entourait, dans la plupart, comme d'une enveloppe réfringente, la masse centrale intérieure à différenciation radiée. (Planche XI, fig. 69_{2-4}.)

Sur les groupes plus grands, on apercevait généralement des différenciations cristallines plus longues, saillantes à la surface du groupe. (Planche XI, fig. 69_5.) Il avait fallu cinq mois pour leur développement.

Dans beaucoup de cellules on rencontrait des phases plus jeunes, le centre était formé d'un «noyau» tirant sur le rose, autour duquel une matière incolore, réfringente s'étalait en plusieurs couches. Le reste du protoplasme et le noyau de la cellule sont encore visibles. (Planche XI, fig. 69_1.)

Mais la partie incolore, refringente prit bientôt une structure radiée. (Planche XI, fig. 69_2.) Des gouttes rondes semblables

[1] BOURQUELOT, E. Le sucre de canne dans les réserves alimentaires des plantes phanérogames. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. CXXXIV. 1902. I. N. 12. p. 718—720.

[2] SCHULZE. Verbreitung des Rohrzuckers in den Pflanzen. Zeitschr. f. physiolog. Chemie. XXVII. 1899. p. 267.

au «noyau» de groupes jeunes apparurent en grand nombre et parfois toute la cellule en fut remplie. On les rencontrait même dans les cellules transpercées par des filaments mycéliens. (Planche XI, fig. 69_3.)

Il faut ajouter encore que des sphaero-cristaux inorganiques sont signalés dans le bois (vaisseaux) de la Vigne par E. RÁTHAY.[1]

Ils apparaissaient dans des souches vieilles de 70—100 ans et montraient des réactions d'oxalate de chaux.

[1] RÁTHAY, E. Ueber das Auftreten von Gummi in der Rebe und über die «Gommose bacillaire» p. 41—47.

V. CHAPITRE.

Structure anatomique de la baie du raisin et son développement.

Le rot livide peut attaquer les baies du raisin de plusieurs manières. L'infection se produit:

1. à travers le pédoncule, c'est-à-dire que le mycélium provenant de l'infection sur la pédicelle se développe dans la rafle, parcourt les tissus de ces parties et parvient dans la baie (voir aussi 1—3 du Chapitre VIII, dégât des grappes),

2. par la partie où la couronne du pédoncule s'unit au fond de la baie, dans le sillon d'articulation,

3. directement sur la baie elle-même soit au sommet, soit de côté.

Les organes directement intéressés jouent par leurs tissus un rôle remarquable:

a) parce qu'ils nourrissent le mycélium, facilitent son développement et sa propagation, jouant ainsi un rôle physiologique et surtout biochimique;

b) leur rôle hystiologique consiste en ce que par leur structure, par le développement, l'arrangement de leurs cellules, ils favorisent la marche, les progrès du mycélium.

Pour comprendre et pour éviter la dévastation de la baie causée par le rot livide, nous devons connaître le développement, la structure anatomique et chimique de cet organe.

On a peu étudié cette question. La littérature ne fournit que des données assez maigres sur ce sujet. En les recueillant, je me contenterai de signaler quelques détails résultant de mes propres recherches, qui peuvent contribuer à mettre en lumière les rapports du parasite avec les dévastations qu'il occasionne.

Organisation de la fleur du genre Vitis.

La diagnose du genre Vitis de TOURNEFORT dans sa forme complétée par PLANCHON est aujourd'hui généralement acceptée, et reconnaît que les fleurs du genre Vitis sont polygames-dioïques; les fleurs mâles ont la même structure que les hermaphrodites mais les filets sont plus longs et les organes femelles avortent.

L'inflorescence forme des grappes composées dont les bouts peuvent se développer comme des dichasies.

Ici vient la diagnose du genre Vitis dans l'édition hongroise, que nous ne reproduisons pas, ainsi que les passages qui traitent des différences entre les vignes cultivées et les vignes sauvages.[1]

Développement de la fleur.

J'ai eu l'occasion d'examiner le développement des fleurs de cépages européens: Chasselas rouge, Bakator, ainsi que des américains Vitis Rupestris monticola et Canada × Rupestris 3301. C.

Vitis Rupestris monticola. Sur la coupe longitudinale d'une jeune inflorescence d'environ 3 mm. de longueur (l'axe d'inflorescence, le rachis se transforme plus tard en rafle portant les pédoncules), les dernières branches de la ramification correspondent aux jeunes pédoncules portant les fleurs dans leur état plus jeune. Chaque pédoncule a déjà, à ce moment ses faisceaux libéro-ligneux venant de l'axe.

La grande bractée protectrice se voit toujours sur le côté extérieur de l'inflorescence (planche XII, fig. 70).

Dans l'état le plus jeune le sommet du pédoncule est occupé par un renflement, un disque montrant des proéminences mamelonnées, première apparition des feuilles du calice.

Canada × Rupestris 3301. C. Les jeunes feuilles du calice se courbent au-dessus du disque, et leurs marges s'unissent. Ensuite 5 saillies apparaissent opposées aux feuilles du calice: les pétales (planche XII, fig. 72).

[1] MILLARDET, A. Essai sur l'hybridation de la Vigne 1891. p. 7—11.

Tandisqu'elles poussent en haut, le troisième verticille commence à se développer, en occupant complètement l'espace sous les jeunes feuilles du pétale dont les marges se confondent.

Ce troisième verticille correspond à l'androcée (planche XII, fig. 73).

On aperçoit fort bien *l'union provisoire des feuilles du calice, que jusqu' alors on n'avait point observée.*

Cette union est de courte durée, et par suite de la pression des pétales, aplatis les uns sur les autres, elle sera rompue (planche XII, fig. 74).

Les pétales, au contraire s'unissent intimement, les cellules de l'épithèle, saillantes, forment deux rangées de dents correspondantes (planche XII, fig. 75).

Les anthères commencent tout d'abord à se développer, les filets sont à peine visibles en cet état.

Les verticilles de la fleur n'ont pas encore à ce moment reçu leurs faisceaux conducteurs.

Fig. 11. BAKATOR.
Coupe longitudinale de la jeune fleur. Les anthères différenciés sont supportés par leurs filets courts Sur le disque on voit deux saillies cornues, commencements des carpelles, la troisième ne tombe pas dans la coupe. Au fond du disque deux petites bosses marquent l'apparition des ovules. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{16}$ object. apochromat. Grossiss. 62.

Bakator. En examinant ses fleurs dans le même développement nous voyons les anthères differénciés et les filets trapus. Sur le disque on voit deux saillies cornues, opposées, commencements des carpelles, la troisième ne tombe pas dans la coupe, et ses contours ne sont pas visibles.

Au fond du disque, deux petites bosses marquent l'apparition des ovules (figure 11).

L'union de la corolle est parfaite, comme le montre la figure 76 de la planche XII. Le parenchyme de la feuille de la corolle, est muni de chlorophylle, et recouvert par l'épithèle extérieur (ou inférieur), et intérieur (sur la face supérieure concave).

Chasselas rouge. Les jeunes carpelles continuent à se développer rapidement, s'unissent par leur bouts et poussent une cloison vers la base jusqu'au disque.

C'est ainsi que la cavité du jeune ovaire se divise en deux, et chacune de ses logettes renferment deux oeufs.

A ce moment, les cellules-mères du pollen dans les anthères commencent leur division par quatre.

Le jeune ovaire affecte la forme d'une bouteille, le pistil



Figure 12. CHASSELAS ROUGE.

Coupe longitudinale de la fleur. Le jeune ovaire affecte la forme d'une bouteille. Les funicules commencent à s'allonger et lèvent vers le haut, les ovules. L'apparition des téguments se fait sous forme de saillies. A ce moment tous les verticilles de la fleur sont déjà munis de faisceaux-conducteurs. Zeiss : ocul. compens. $^{1}/_{16}$ object. apochromat. Grossiss. 62.

n'est point encore développé, et le stigmate repose immédiatement au sommet de l'ovaire.

Alors les feuilles du calice retardent leur croissance, et n'arrivent qu'au bord du disque. Les feuilles du pétale croissent vigoureusement, mais elles demeurent toujours attachées par leur insertion au disque. Les étamines se développent aussi, quoique leurs filets soient encore fort courts.

Le jeune ovaire croît très vite, et quand la division des cellules-mères du pollen est terminée, le funicule commence à

s'allonger et lève l'ovule vers le haut. L'apparition du tégument interne se fait tout d'abord sous forme de collet, ensuite on remarque le tégument externe comme une saillie périphérique (figure 12).

A ce moment, tous les verticilles de la fleur sont déjà munis de faisceaux-conducteurs, qui pènètrent dans ces organes venant du pédoncule.

Sous la corolle, les anthères renflent déjà des grains du pollen, et sont de couleur jaunâtre. C'est donc une fleur hermaphrodite développée de façon androdynamique.

Il importe de remarquer que sur les grappes de Chasselas rouge, conservées pendant l'hiver pour la table, on voit sur les baies millérandées, desséchées (de 2 mm.), les restes du calice (comme des pellicules vertes) ainsi que les étamines. De plus nous avons trouvé sur quelques baies régulièrement aoûtées, les étamines persistantes (en Février).

Structure anatomique de la baie.

K. Portele[1] s'est acquis des mérites par ses recherches sur l'anatomie de la baie du raisin.

D'après lui, le calice se développant tout d'abord ne tarde pas à sécher, puis la corolle verdit et se détache du disque par sa base. L'endroit où ses feuilles étaient collées se reconnaît aux taches cicatrisées, et disparaît lentement après la fécondation au fur et à mesure de la croissance des baies. Après la fécondation, les anthères vidées tombent en même temps que leur filets. L'ovaire commence à croître et à devenir ventru. Le pistil diminue de plus en plus, la jeune baie le dévore. Le stigmate se dessèche et demeure au sommet de la baie sous forme de verrue. Les nectaires à la base de l'ovaire ne se développent point de concert avec lui, mais dépérissent de plus en

[1] Portele, K. Studien über die Entwickelung der Traubenbeere und den Einfluss des Lichtes auf die Reife der Trauben. Mittheilungen aus dem Laboratorium der Landwirthschaftlichen Landes-Anstalt in S. Michele (Tirol) 1883. Qu'il il me soit permis d'exprimer ici à l'auteur tous mes remercîments pour l'envoi de son livre, introuvable en librairie, et dont, au cours de mes recherches, j'ai eu l'occasion d'apprécier la valeur.

plus et finissent par disparaître complètement, mais seulement après que les étamines sont tombées. Il ne reste plus que l'ovaire.

On peut distinguer deux grandes périodes dans son développement: la première dure jusqu'à ce qu'il s'amollisse et que sa couleur s'altère, la deuxième va de là jusqu'à la maturité. (PORTELE l. c. p. 23.)

On peut parfaitement apercevoir sur la jeune baie d'un diamètre de 1·5 mm., sur le disque de la fleur, dans le premier verticille les débris herbacés du calice desséché;

au-dessus d'eux dans le deuxième verticille on remarque les points d'attache des pétales;

le troisième verticille est formé par les étamines, déjà tombées à ce moment;

les nectaires sont des coussins de couleur brune-rougeâtre, et à ce moment encore visqueux.

Un corps comprimé, aplati dans le haut, arrondi est sorti des carpelles. L'ovaire s'est élargi, le pistil a presque disparu et ne se trahit que par une saillie voûtée et basse.

Au sommet de la baie, le reste du stigmate subsiste encore, le stigmate se compose de tissus bruns, dépéris et porte encore quelques grains de pollen.

Structure du pédoncule. A la base du pédoncule les faisceaux conducteurs provenant de l'axe de la grappe (rafle) forment un anneau.

Dans la partie épaisse de 1 mm. du *court pédoncule* l'anneau de faisceaux est fortement resserré, on peut à peine distinguer la moëlle au centre.

Dans une phase plus avancée (parties de 2 mm.) l'anneau de faisceaux s'est divisé en 5 ou 6 groupes et dans la «couronne» du pédoncule (c'est-à-dire la partie supérieure qui forme une massue = disque inférieur) les groupes émettent de fortes branches vers la périphérie.

C'est le cas le plus simple.

Ordinairement le pédoncule se gonfle un peu à son point de départ, l'anneau de faisceaux s'élargit, puisqu'il se rétrécit.

Dans la moitié supérieure du pédoncule de 2 mm. l'isolement des faisceaux est déjà visible. Nous voyons ici 6 faisceaux isolés et 9 dans la partie située plus haut.

La partie libérienne de ces faisceaux forme des triangles à hautes tiges égales, entre les éléments desquels l'air pénètre, le tout ressemble alors à une étoile à 9 rayons (planche XII, fig. 80).

Dans la partie terminale du pédoncule, *les faisceaux forment de nouveau 6 groupes,* tous les groupes émettent des rayons vers la périphérie (signalé déjà par nous plus haut).

En observant la série des coupes suivantes, on voit que ces rayons se bifurquent et que leurs arcs forment un cercle parallèlement à la périphérie.

A la base de ces arcs prennent naissance les faisceaux conducteurs des trois verticilles de la fleur (sépales, pétales et étamines) (planche XIII, fig. 90).

La tâche du cercle formé par les arcs est ainsi de produire le système conducteur des verticilles floraux, excepté le gynécée.

Plus haut encore le cercle disparaît avec ses rayons, et les faisceaux se serrent de nouveau et forment un pentagone (planche XII, fig. 81).

La structure du pédoncule ainsi décrite n'était pas encore connue.

Il est à remarquer que le chiffre 6 domine ici, tandis qu'ordinairement c'est l'arrangement par 5 qui domine dans la structure des fleurs.

On voit alors sur la couronne du pédoncule les restes du calice, les points d'attache cicatrisés des pétales, puis les coussins aplatis et embrunis des nectaires.

Dans le sillon entre le pédoncule et la baie, le tissu détachant se présente, qui prépare la désarticulation de la baie mûre.

Aussi longtemps que ce tissu est jeune, il forme un important point d'attaque par où pénètrent les spores de la maladie. Le rot livide attaque, dans ce cas, facilement la baie, c'est ce que j'appelle l'infection à la base de la baie.

Côtes de la baie. L'anneau de faisceaux en entrant dans la jeune baie d'un diamètre de 1 mm. s'élargit à la base et c'est ici que se produit la division qui fournit à chaque partie de la baie l'appareil conducteur.

. Des groupes de faisceaux arrivés dans la baie:

I. sortent d'abord six rameaux, qui se bifurquent aussitôt en 12 faisceaux (planche XII, fig. 77),

qui forment ensuite les côtes ou nervures de la baie (b) et qui courent selon le méridien sous l'hypoderme de l'ovaire et s'unissent en haut, au sommet de l'ovaire.

Les faisceaux principaux se rétrécissent après avoir fourni les côtes, ils se fondent et

II. envoient dans l'axe de l'ovaire deux faisceaux plus épais (v) l'appareil conducteur de la cloison,

III. à l'endroit même, il se forme ensuite 4 rameaux plus minces, qui pénètrent immédiatement à travers le funicule dans les ovules (p).

Développement du réseau entre les côtes. Au sommet de toutes les jeunes baies de 1·5—2 mm. les côtes présentent déjà des ramifications (planche XII, fig. 78), elles commencent à peu près à la même hauteur. Des branches latérales formant les anastomoses — se développent immédiatement et le réseau de côtes — est ainsi prêt. C'est l'appareil conducteur de la partie sous l'hypoderme (planche XII, fig. 79).

La baie reçoit de l'extérieur ces matériaux nutritifs au moyen de ce système conducteur fortement défendu, caché dans le pédoncule et dans la rafle. Mais le réseau des baies, ce système de nervation constitue en même temps un grave danger.

Le liber mou riche en composés azotiques, albuminoïdes — est — ainsi que je l'ai démontré pour la première fois [1] — recherché particulièrement, par le mycélium du rot livide (planche XII, fig. 115). Le mycélium se nourrit abondamment dans le tissu libérien et de plus par le liber sera conduit en un lieu où il peut continuer à se développer, dans la pellicule de la baie (planche XIII, fig. 82).

Il est vrai que l'épiderme et la cuticule ainsi que l'hypoderme lui créent des obstacles, mais les jeunes tubercules du mycélium qui s'y forment (pour produire les pycnides) incapables

[1] ISTVÁNFFI, GY. A szőlő fakórothadása. (Sur le rot livide de la Vigne.) Mathemat. és Természettud. Értesitő. Journal de la IIIème classe de l'Académie des Sciences Hongroise. Discours de réception. 1902. 3. cahier. p. 239—271.

de dissoudre la cuticule la fendent, tandisqu'ils transpercent simplement les tissus de l'hypoderme. Revenons au réseau de la baie. La disposition réticulée est fort complète et correspond généralement aux nervations des deux ou trois carpelles qui s'unissent pour former l'ovaire.

Une section transversale de baie (2 mm. diamètre) présente dans l'épicarpe environ 50 sections des faisceaux, preuve que le réseau s'est déjà richement développé. Ce système conducteur déjà vu par GREW, étudié par MORREN (Dodonaea tab. I, p. 83) et mentionné par LICOPOLI,[1] divise d'après PORTELE[2] «la paroi de la baie en deux parties d'égale largeur (composées chacune de 9—11 couches de cellules):

1° l'une extérieure dont les cellules sont plus serrées et plus petites, rangées en couches parallèles à la superficie (elles sont vertes par suite de la grande quantité de chlorophylle);

2° une partie intérieure située au-delà du réseau et dont les cellules un peu plus grandes se rangent au contraire en couches perpendiculaires à la superficie (les rangées sont donc rayées) et presque incolores» (planche XII, fig. 77).

De cette paroi se développe (après la fécondation) la pellicule et la chair de la baie. La pellicule se forme de la partie exclue du réseau et la chair succulente de la baie provient de la partie intérieure.

Ainsi donc le jus exprimé de la baie c'est-à-dire le moût, se forme dans les cellules de la pulpe situées à l'intérieur du réseau. Dans les corps protoplasmiques de ces cellules le jus est extrait par les tonoplastes. La culture de la vigne en nous appuyant sur une base botanique, a donc pour but d'augmenter et d'améliorer la production des tonoplastes.

Il va de soi que toute influence pernicieuse pour la vitalité du plasme des cellules, empêche l'activité de ses organes ou altère la qualité de ses produits. Citons p. ex. le Mildiou, Botrytis etc.

[1] LICOPOLI, G. Sul frutto dell'uva e sulle principali sostanze in esso contenute. Atti della R. Accademia delle Scienze dei Lincei. VII. No. 4. 1876. p. 3.

[2] PORTELE, K. l. c. p. 15—16.

Cloison. La cavité de l'ovaire est divisée en plusieurs logettes par les parties soudées et retroussées des carpelles, c'est-à-dire par la cloison de l'ovaire. La cloison part de deux points opposés. Les deux excroissances s'unissent par leurs extrémités aplaties, mais elles ne se joignent pas parfaitement, même dans les baies complètement développées il subsiste toujours une petite fente entre les deux parties. Les faisceaux conducteurs transpercent les jeunes cloisons ainsi formées, et s'unissent au sommet avec les côtes du réseau et pénètrent ensuite dans le stigmate.

Le nombre des logettes correspond toujours au nombre des carpelles. En chacun d'eux se forment deux ovules, mais par atrophie le nombre d'ovules se modifie, ainsi que le nombre des logettes.

Dans l'ovaire à deux logettes, renfermant ainsi 4 ovules, ces derniers ne se développent que dans les meilleurs cas. Par atrophie successive des ovules se forment les baies à 3—2 ou à 1 pépin.

La structure de l'ovaire diffère un peu du premier type décrit, dans le cas où trois carpelles se soudent. Mais l'union même n'est pas parfaite, et une petite fente reste entre leurs bouts. (planche XIII, fig. 83). Dans la triple cloison nous trouvons 3 ou 3×2 faisceaux conducteurs développés. Dans la baie à 3 logettes les ovules de deux logettes seuls se développent ordinairement, de sorte qu'une semblable baie mûre n'aura que 4 pépins. La logette vide sera comprimée, et les ovules restés finiront par occuper tout l'intérieur de la baie.

Les deux cas se voient dans une même espèce; par exemple j'ai constaté dans le Mustos fehér deux sortes de baies, les unes à 2, les autres à 3 logettes.

Ces cas, ainsi que le nombre fondamental des faisceaux (3), et les rares fleurs hexamères permettent tous de supposer que dans la structure des fleurs le nombre original typique est 6, c'est-à-dire qu'elles se composent d'après la formule 2×3. Comme dernier type de l'ovaire mentionnons celui où les cloisons et les logettes se développent d'une façon irrégulière, et ou en même temps, les ovules atrophiés sont complètement supprimés (Kecskecsecsü). Il est très vraisemblable que la fécondation ne réussit pas en cas pareil.[1]

[1] V. aussi MÜLLER-THURGAU dans le Weinbau und Weinhandel. 1883 No. 22 et 23.

En tous les cas, il serait intéressant d'étudier le développement des baies et d'attirer l'attention sur une étude de la formation des pépins, même au point de vue pratique.

Développement de la pulpe du raisin.

Le réseau conducteur cortical de l'ovaire divise en deux grandes couches les tissus parenchymatiques. La partie au-delà du réseau forme la pellicule, celle de l'intérieur, la chair de la baie ainsi que je l'ai dit plus haut et que PORTELE l'a lui-même constaté.

Il constata même que la partie intérieure se compose de trois couches :

1° la couche adhérant au réseau, composée de cellules arrondies,

2° la couche médiane remplie par des cellules allongées dans le sens radial,

3° la couche formée par des cellules allongées dans le sens tangentiel. La chair de la baie se forme de ces trois couches. *L'amollissement des baies* se fait de façon à ce que le contenu des cellules situées le plus près du réseau devienne acqueux et découle. La membrane cellulaire de la chair est très mince ; au début, même si elle est forte elle ne mesure pas plus de 1 μ ; l'allongement des cellules la fait diminuer de plus en plus, et, à la vendange, elle n'a plus que 0·8—0·5 μ d'épaisseur. La grandeur de chaque cellule, l'allongement radial des cellules de chair, et l'allongement tangentiel de la partie corticale dépendent du nombre des cellules et de la grandeur générale de la baie du raisin. On peut dire que, généralement la grandeur des baies est en rapport direct avec celle des cellules (PORTELE p. 34—35).

La chair des baies vertes se compose (sur une section longitudinale) de cellules parenchymatiques hexagonales, j'ai déjà parlé de leur direction et de leur arrangement.

Les cellules ont des parois minces, sont très transparentes par suite de leur couche membraneuse mince et de leur jus acqueux. Les corps chlorophylliens disparaissent au moment du changement de couleur ou de la véraison.

Puis, à la maturité, les cloisons perdent aussi de leur consistance et découlent en partie. Si l'on arrache la baie mûre du

pédoncule, les faisceaux des cloisons et le parenchyme qui les entoure, demeurent sur le pédoncule sous forme de petit fil blanc.

Quand les baies ont déjà trois mm., la partie corticale et la partie de la chair sont encore égales en épaisseur (tandisque, dans la fleur, dans le jeune ovaire, la partie extérieure était la plus large). La partie extérieure ne s'épaissit plus guère par la suite, tandisque la partie charnue augmente continuellement jusqu'à la coloration par l'allongement considérable de ses cellules. (PORTELE.)

Hypoderme. La pellicule des baies se forme de la couche (au-delà du réseau) qui se composait à l'origine de cellules arrondies.

La pellicule ne constitue qu'une petite partie du diamètre de la baie et n'a que $^1/_8$ mm. dans une baie de 15 mm. de diamètre.

Les cellules parallèles à la surface allongées selon une direction tangentielle, sont disposées dans le *Mustos-fehér* en dix couches environ. Les 6—7 couches extérieures sont collenchymatiques et forment *l'hypoderme de la baie.*

La pellicule de la baie du raisin n'a pas été étudiée, seuls LICOPOLI[1] et PORTELE[2] ont fourni quelques données. D'après mes observations, on peut y distinguer 4 types. Je n'attribue pas de vraie valeur diagnostique à l'hypoderme, mais je pense que, dans une certaine mesure, on pourra l'employer pour l'arrangement des espèces sur une base anatomique. Les rangées de cellules hypodermiques, qui s'adossent directement à l'épiderme, ont une lumière beaucoup plus étroite que les autres situées plus intérieurement, dont les cellules sont ordinairement plus longues. Enfin, si nous prenons la largeur des deux couches, nous obtenons une moyenne facilitant la détermination des types.

1. Type. Muscat Lunel. (Planche XIII, fig. 84.) La couche extérieure (h^1) de l'hypoderme se compose de cellules relativement plus étroites et plus courtes, tandisque l'intérieure (h^2) en possède de plus longues et de plus larges. Le rapport des deux couches s'exprime par 1 : 2.

L'épaisseur des membranes cellulaires est à peu près égale.

[1] LICOPOLI, G. l. c. p. 3.
[2] PORTELE, K. l. c.

2. Type. Puritán (Puritain, hybride américain produit par J. MATHIÁSZ à Kecskemét), planche XIII, fig. 84. Il a l'hypoderme deux fois plus large que l'autre type, et peut servir à montrer très clairement la relation réciproque des types. Le rapport des deux couches s'exprime par 1 : 3.

3. Type. Ezeréves Magyarország (la Hongrie de Mille Ans, hybride produit par J. MATHIÁSZ à Kecskemét), planche XIII, fig. 86. La couche intérieure ondulée à ses bords (h^2) est encore plus large. Rapport 1 : 4.

4. Type. Piros Tramini (Rouge Traminer), planche XIII, fig. 87. La couche extérieure est comprimée (h^1), l'intérieure est également aplatie, les parois sont très épaisses. Rapport 1 : 6.

Nous avons employé des baies mûres pour étudier l'hypoderme.

L'hypoderme contient du tanin, et se développe même dans la pédicelle et le pédoncule, mais d'une autre façon.

Cire. L'épiderme de la baie du raisin se compose de petites cellules pentagonales et hexagonales avec une cuticule plus ou moins forte, qui se colore par le chloro-iodure de zinc en jaune-soufre puis jaune-or. L'épaisseur de la cuticule varie entre 3—6 μ. La cuticule épaisse comprend deux couches ; l'extérieure qui a l'aspect d'une ligne épaisse, réfringente, et l'intérieure composée de plusieurs stries et 4 fois plus large (planche XIII, fig. 88_2).

Le revêtement de cire de la cuticule joue un grand rôle au point de vue pathologique. Elle oppose une assez forte barrière aux germes de champignons, mais j'ai démontré clairement dans les expériences d'infection que les tubes germinatifs avaient raison de cet obstacle.

Le revêtement de cire est granulé, avec des renfoncements inégaux où les granules s'unissent (planche XIII, fig. 88_1). Dans la disposition de ces granules ou refoncements on peut reconnaître une certaine orientation (planche XIII, fig. 89), plus apparente si les parties cireuses s'assimilent presque, formant sur la cuticule de singuliers îlots semblables à des amibes.

Ce revêtement s'essuie facilement par friction, ce qui facilite la pénétration des germes par la cuticule dénudée, d'autant plus que l'eau s'y arrête plus facilement.

Nectaires. PORTELE estime qu'ils contiennent en abondance du sucre et des huiles aromatiques; ils sont jaunes, ont beaucoup de principes azotés et contiennent une matière brune inconnue.

J'ai constaté dans le Passatutti, qu'il y avait à la base de l'ovaire des fleurs longues de 2—3 mm., des nectaires déjà complètement développés, ils avaient la forme d'un coussin parenchymatique alternant avec les étamines et contenaient des cellules jaunes. D'après PLANCHON, les nectaires correspondent au deuxième verticille des étamines et se transforment, aussi que l'a démontré PORTELE, en étamines.

La tâche des nectaires consiste dans la production du miel et des sécrétions aromatiques, destinées à allécher ainsi les insectes, afin qu'ils transportent le pollen sur d'autres fleurs.

RÁTHAY[1] prétend que les nectaires de la V. vinifera produisent peu ou point de sécrétion, et les considère tout simplement comme des organes produisant des parfums. DELPINO est d'un avis diamétralement opposé.

Pour E. LOEW,[2] la V. vinifera est entomophile, c'est-à-dire sortie d'une forme essentiellement entomophile et ce n'est que par la suite, grâce à sa faculté de différenciation sexuelle gynodioïque ou androdioïque qu'elle a adopté l'anémophilie. *C'est ainsi que le parfum a subsisté, mais la production de nectar a cessé.*

Mais, malgré tout, la fécondation par les insectes n'est pas rare et je mentionne à ce propos les observations de MILLARDET[3] qui, tout en attribuant au vent le rôle principal, a pourtant trouvé sur le raisin deux insectes concourant à la fécondation (Dasytes griseus Küster et Scraptia fusca Latr.).

Mais si les nectaires ne produisent surtout que des parfums, ils en allèchent pourtant les insectes et concourent ainsi à la fécondation.

N'oublions pas les expériences de FÉLIX PLATEAU (ainsi que les critiques) qui nous ont appris que les insectes se met-

[1] RÁTHAY, E. Geschlechtsverhältnisse der Reben und ihre Bedeutung für den Weinbau I. (1888), II. (1889).

[2] Voir GILG in ENGLER und PRANTL: Die natürlichen Pflanzenfamilien. III. 5. Abth. 1896. p. 437.

[3] MILLARDET, A. Essai sur la hybridation de la Vigne. 1891. p. 14—15.

tent en quête des fleurs à l'aide de leurs organes olfactifs et non des organes visuels.

Si nous tenons pour l'anémophilie exclusive, la production de parfum pourrait cesser également puisque pour l'anémophilie elle n'est aucunement nécessaire.

L'entomophilie partielle est d'autant plus possible, que dans beaucoup d'autres espèces du genre Vitis (outre la V. vinifera) la fécondation par les insectes est le mode prédominant.

Mais il est vraisemblable que des différences se présentent, d'après le développement sexuel des fleurs, et que certaines soient fécondées par l'intervention des insectes et d'autres par le vent.

Il y en a qui sont presque kleistogames,[1] se fécondent sous la corolle et s'y développent jusqu'à ce qu'elle soit fendue par l'ovaire. C'est un fait que j'ai constaté dans de grandes proportions, dans les vignobles d'Egerszeg (Domaines de la Couronne à Gödöllő) sur le cépage Mézes fehér.

En un mot, j'incline à croire que les nectaires sont toujours des facteurs importants de la fécondation et qu'ils jouent de plus un rôle considérable auquel personne jusqu'alors n'a songé, en produisant une secretion sucrée qui

1. favorise l'adhésion des champignons et

2. même leur germination. (V. le Chapitre IX sur les infections.)

Constitution chimique de la baie. En attendant les nouveaux travaux en préparation à l'Institut Ampélologique, je donne dans l'édition hongroise un court résumé des travaux de SCHULER et K. PORTELE.[2] Signalons encore les données de B. HAAS,[3] et de G. LICOPOLI.[4]

[1] Voir les publications de BLACHE dans la Botanical Gazette XVII. 1886. p. 282.

[2] PORTELE, K. l. c.

[3] HAAS, B. Studien über das Reifen der Trauben. Mittheilung. d. k. k. Chemisch-physiolog. Versuchsstation f. Wein- und Obstbau in Klosterneuburg bei Wien. Heft. III. 1878.

[4] LICOPOLI, G. l. c.

VI. CHAPITRE.

Développement du rot livide dans les organes de la Vigne.

Le cycle de végétation du Coniothyrium Diplodiella est le suivant: le mycélium formé par la germination des spores, produit au bout d'un certain temps des pycnides, dans lesquelles une multitude de spores se développent. A côté des pycnides on a décrit des spermogones (à spermaties), des périthèces (à asques) et enfin de grands conidiophores. Mais tous ces organes reproducteurs ne se développent que dans certaines conditions.

J'exposerai dans les lignes suivantes au point de vue de la mycologie scientifique la terminologie des formes fructifères.

On peut considérer les spores brunes du rot livide comme des conidies puisqu'elles ne se forment point sur des basides. Elles croissent dans des pycnides s'ouvrant par leurs ostioles.

Pour être exacts, nous devrons nommer cette forme du fruit *macropycnides* et les conidies qu'elles renferment *macroconidies* ou simplement spores. Mais il faut éviter le terme de *stylospore,* puisque toutes les spores nées sur des stérigmes ne sont autres que des stylospores. Le rot livide produit encore une autre forme de conidies renfermées dans des capsules semblables aux pycnides, et que je désigne sous le nom de *microconidies*, tandisqu'on les appelle, aujourd'hui encore, *des spermaties*.

Mais comme elles ne jouent aucun rôle sexuel et ne sont que des conidies végétatives susceptibles de germination, il faut évidemment faire disparaître cette désignation, les appeller *microconidies* et leurs fruits *micropycnides*.

Ainsi, en dehors du mycélium ordinaire, on remarque dans le développement du rot livide, les phases suivantes:

1° *Fruits conidiens en capsules*, les conidies se formant en capsules fermées sur des filaments sporogènes :

a) *macropycnides* («pycnides»), produisant les *macroconidies* (spores ou stylospores») ;

b) *micropycnides* («spermogones»), leurs produits sont les *microconidies* («spermaties»),

2° *Fruits à asques*,

a) *périthèces*, produisant les asques et les ascospores.

3° *Conidies se développant librement*,

a) conidies que j'ai observées sur les flancs de filaments mycéliens et au sommet des branches en faux verticilles ;

b) conidies se développant sur des conidiophores longues (PERRAUD).

4° *Macropycnides scléreuses*, dont l'intérieur est rempli de faux parenchyme durci et :

5° *Mycélium scléreux*. C'est nous qui le premier les avons signalés.

Macropycnides.

CATTANEO[1] et, après lui, PIROTTA,[2] traitant de l'origine des pycnides (ils emploient encore le nom de Phoma baccae) les considèrent comme venant d'une poudre blanchâtre.

En réalité, cette «poudre» n'est autre que les pelotes ou tubercules de mycélium, décrites par BACCARINI[3] et CAVARA[4] comme des restes du stroma.

D'après mes recherches ces tubercules qui se différencient ensuite, se développent des filaments tordus du mycélium qui se ramifient au fur et à mesure de leur croissance.

a) *De leur partie corticale se développe le péride à trois couches :*

1) *l'exopéride* couche externe, jaune transparent ;

[1] CATTANEO, A. Due nuovi miceti parassiti delle Viti. Archivio triennale del Laboratorio Crittogamico III. p. 109.

[2] PIROTTA, R. Sulla malattia dei grappoli. Le Viti Americane. Alba. Agosto 1887.

[3] BACCARINI, P. Sullo sviluppo dei picnidii. Nuovo Giornale Botanico. XXII. 1890. p. 150—151.

[4] CAVARA, Fr. Intorno all disseccamento dei grappoli. Ist. Bot. Pavia 1888.

2) *l'endopéride*, brun composé des cellules parenchymatiques à membranes épaissies;

3) «*le tapis*».

b) La différenciation du contenu des tubercules se fait de la manière suivante:

1° «*le lit*» *de l'hyménium* se forme au fond des pycnides;

2° *les filaments sporogènes* constituant l'hyménium apparaissent ensuite sur ce «lit»;

3° les restes de la pelote forment un tissu de *faux parenchyme* («*pied*»), *un feutre léger, ou parfois de rhizoïdes,* ou bien la pelote se transforme complètement, si bien qu'il ne reste rien au-dessous de la pycnide.

Le coussin pseudo-parenchymatique, «*le pied*» *(subicule)* est particulièrement remarquable dans le type des pycnides enfoncées.

Forme des macropycnides. Les fruits du rot livide affectent:

1° *la forme d'alambics* à cols courts et à pieds (subiculum) profondément enfoncés dans la plante nourrice (planche XIV, figure 91_1);

2° *les formes arrondies* à cols courts ou sans cols, avec un pied peu prononcé ou d'une constitution légère (planche XIV, figure 91_2);

3° *la forme de vésicules* de différentes façons, aux pieds parenchymatiques ou filamenteux comme support, à orifice peu saillant (planche XIV, figure 91_3).

La *grosseur des macropycnides* varie entre 130—160 μ × 90—120 μ selon les auteurs. J'ai pu constater, au cours de mes recherches, que chez nous les pycnides montrent des dimensions plus considérables que celles indiquées dans la littérature.

1. *Dimensions des macropynides en forme d'alambics:*

Largeur	Hauteur
128 μ	160 μ
160 «	120 «
160 «	128 «
160 «	140 «
190 «	90 «
200 «	180 «
240 «	160 «

Largeur	Hauteur	
260 μ	240 μ	formes presque quadrangulaires
280 «	240 «	
320 «	160 «	
360 «	160 «	

2. *Dimensions des macropynides arrondies :*

Diamètre : 160 μ, 200 μ, 240 μ, 260 μ, 280 μ, 320 μ.

3. *Dimensions des macropycnides vésiculaires :*

Largeur	Hauteur	
128 μ	160 μ	
240 «	312 «	(forme conique)
360 «	160 «	(forme plate)

Le sommet de la pycnide est ordinairement transpercé par l'ostiole. Cette ouverture ronde est bouchée par des filaments incolores, dirigés vers le centre et quand elle est saillante on distingue alors son support «le col».

Col. Ce n'est ordinairement que le cas des macropycnides en forme d'alambic; le col est court ou totalement absent chez les pycnides vésiculaires ou comprimées. Il y a un rapport étroit entre le développement du col et la forme du corps.

Dans les formes vésiculaires, par suite du développement, le col se fond dans le corps.

L'ostiole est rond, d'un diamètre de 24—32—48—56 μ, régulièrement entouré de 1—2 rangées de cellules brunes, qui forment la marge (large de 8 μ en moyenne). La marge n'est point indiquée comme caractère systématique, tandisqu'elle mérite une attention spéciale.

La marge a souvent une largeur de 40 μ servant à distinguer facilement les diverses variétés (planche XIV, fig. 92). Il n'existe d'ordinaire qu'un ostiole, mais il y a des pycnides qui en ont 2 ou 3, je les appelle *pycnides-jumelles*, car, dans ce cas, l'hyménium se développe ordinairement aussi en plusieurs groupes.

D'après leur situation, les macropycnides sont : ou

1° *enfoncées,* jusqu'au niveau de l'hyménium dans les tissus de la plante nourrice (planche XIV, fig. 93);

2° *ou saillantes, libres* (planche XIV, fig. 94).

Lorsque *le pied* (subiculum) formé de faux parenchyme a un développement excessif, les pycnides sont supportées par le pied.

Leur disposition dépend, au moins, dans une certaine mesure, de la structure des parties respectives de la plante-nourrice. C'est ainsi que sur les grains, elle dépend de la structure de l'hypoderme (de la largeur de ses couches et de l'épaisseur des membranes); dans les organes axiaux, du développement plus ou moins considérable du collenchyme; — enfin et surtout du pouvoir résistant de la cuticule, qui exerce une grande influence sur la forme et sur la disposition.

Une forte cuticule résistera à la tension de la pelote de pycnides et le fruit sera plutôt aplati, si au contraire, la cuticule est mince, la pycnide naît plus facilement et se différencie plus librement. Par exemple une cuticule de 6 μ d'épaisseur cède difficilement à la pelote, surtout vers la fin de l'automne et dans ce cas de nouvelles pelotes secondaires se forment au-dessous des autres.

Naturellement, le lieu d'apparition des jeunes pycnides a une certaine importance. Bien souvent, les pelotes commencent à se différencier dans les couches plus profondes de l'hypoderme, elles ont alors besoin pour percer les couches de cellules qui les enserrent d'une force plus considérable, que si elles sortent directement sous l'épiderme, recouverte par la cuticule fort mince.

En outre, je crois pouvoir affirmer, que les variations de milieu (chaleur, froid, humidité, sécheresse) influent également sur la disposition et la forme des pycnides. Nous savons que certaines circonstances influencent bien souvent sur le développement des fruits des champignons et les font considérer comme des espèces prétendues nouvelles.

Pycnides jumelles et pycnides composées. Il y a des fruits à 2 ou 3 ostioles, et dans lesquels l'hyménium correspondant aux orifices forme souvent 2--3 groupes. C'est ce que j'appelle *des pycnides-jumelles* (planche XIV, fig. 95, 96).

Mais si l'enveloppe (péride) du fruit a produit de fausses cloisons barrées en partie dans la cavité, ou si plusieurs pelotes se réunissent en se développant de façon à ce que les cloisons

se confondent et ne puissent plus être aperçues distinctement, je nomme ces pycnides, *à plusieurs ostioles, des pycnides composées*.

Les pycnides peuvent se développer: 1° *en rangées* de 10 à 12, serrées les unes contre les autres de façon à soulever ensemble la cuticule; 2° *en étages*, quand deux ou trois montent l'une sur l'autre; 3° *irrégulièrement*, par suite de l'hypertrophie extrême du mycélium, et s'enchevêtrer les unes dans les autres (planche XIV, fig. 97).

Après la dissémination des spores les pycnides conservent ordinairement leurs formes, aussi bien sur les grains en pourriture que sur les feuilles et sur les organes axiaux.

Mais si le grain se grésille, après l'écoulement de son suc et si la pellicule se comprime, en formant une masse cartilagineuse, les pycnides elles-mêmes seront comprimées de différentes façons (planche XIV, fig. 98).

Percement de la cuticule.

Les pelotes en développement soulèvent et fendent bien vite la cuticule. Jusqu'ici, on accordait à la fente 1° la forme d'une brèche, mais 2° j'ai constaté que la forme *triangulaire* et *quadrangulaire* était beaucoup plus fréquente (planche XIV, fig. 99). 3° Elles peuvent aussi fendre la cuticule tout autour, à la manière d'un bonnet qu'elles soulèvent en l'air et qu'elles rejettent plus tard.

Les pycnides voisines, surtout celles dont le développement se fait en rangs serrés, fendent de concert la cuticule et se font jour à la surface, par une seule brèche (planche XIV, fig 99, ő). Leur couche fendante s'unit et apparaît sur le grain comme une couverture blanche. Si la cuticule est trop forte ou si les pycnides sont entravées dans leur développement, il ne se produit aucune fente. Mais ces fruits enserrés, que j'appelle *cryptopycnides,* peuvent cependant mûrir leurs spores.

Il se passe un assez long laps de temps entre le moment de la pénétration des tubes germinatifs et l'apparition des pycnides. En conservant les rafles malades à l'air humide, elles produisent sur les baies des pycnides en 10 à 12 jours.

Les expériences faites en laboratoire nécessitaient à-peu-près autant de temps pour permettre d'apercevoir les pycnides.

Tissu fendant. Une partie des filaments de la pelote demeure, le plus souvent au sommet des jeunes pycnides, même après la différenciation du péride, écarte les bords de la cuticule et contribue, en se développant en masse, à la fendre; c'est *le tissu que j'appelle fendant* (planche XIV, fig. 100). Cette couche se colore autant que l'hyménium, ses filaments à l'état jeune, sont remplis de plasme; elle représente le reste des hyphes produisant l'enveloppe et finit par jaunir et s'effiler en partie.

A mon avis, le tissu fendant la cuticule, peut jouer, au point de vue pratique, un rôle considérable. Il peut sucer la bouillie de traitement sulfatagée sur le grain, l'accumuler comme une éponge et si le péride ne s'est pas encore subérifié, la transporter dans l'intérieur de la pycnide. C'est d'autant plus probable, que, à la cavité de la pycnide, aussi longtemps que l'ostiole ne s'ouvre pas, une pression négative, c'est-à-dire une force aspirante doit exister.

De plus, comme cette couche fendante se continue directement, vers la base de la pycnide et s'y met en contact (surtout dans les plus jeunes) avec «le pied» du fruit; elle peut amener plus loin encore le liquide de traitement jusque dans «le lit» de l'hyménium même (planche XIV, fig. 101).

Ainsi, ce phénomène morphologique, aujourd'hui constaté, peut indiquer très avantageusement l'époque où le traitement peut être appliqué avec le plus de succès.

C'est, d'après mes recherches, le moment où la cuticule est fendue, c'est-à-dire dans la *4ème phase, appelée par moi Grain couleur de givre* facilement reconnaissable à la loupe, aux pustules fendillées, ou à l'oeil nu à sa couleur caractéristique. Comme on ne peut recueillir ces grains dans les vignobles, il convient d'employer le sulfatage le plus énergique dès leur apparition. *C'est le temps où l'on peut attaquer le parasite du rot livide dans son nid, renfermant encore ses organes de reproduction les spores mi-mûres.*

N'oublions pas que les membranes des spores ne sont pas encore chitinisées à ce moment, et par conséquent moins résistantes que dans la suite.

Parasites étrangers. Le développement peut être influencé considérablement et même en partie arrêté par des parasites compagnons, surtout par les espèces des genres Chaetomium et Diplodia, qui s'établissent dans le tissu fendant du rot livide. Les périthèces du Chaetomium croissent parmi les pycnides du rot livide et le Diplodia produit ses spores dans «le tissu fendant» et le recouvre complètement de façon à empêcher la pycnide de s'ouvrir.

Le Botrytis enfin, recouvre tout le grain, et arrête le développement des fruits du rot livide en les enserrant de ses rhizoïdes, qui forment une croûte de faux parenchyme brun-noir.

C'est ce qui s'est produit l'année dernière, mais malheureusement, si le rot livide a été étouffé par le Botrytis, celui-ci a trouvé encore une riche nourriture dans ces grains attaqués par le rot livide, aussi s'est-il rapidement répandu et a-t-il ravagé ce que le rot livide avait épargné.

Hyménium. Ceux qui ont étudié le rot livide prétendent que l'hyménium se développe toujours au fond du fruit. C'est pour eux un caractère distinctif entre le rot livide et le rot noir (black-rot).

Il n'en est pas toujours ainsi, et si nous examinons un grand nombre de cas, nous rencontrerons bien souvent des fruits dont la voûte est revêtue, tout autour, d'hyménium.

Inutile de dire combien difficile est la détermination et au prix de quelles difficultés on arrive à la mener à bien, quand il s'agit de raisin ruiné, portant la forme du rot livide à spores ovales pas encore mûres, incolores et ayant ainsi une certaine ressemblance avec le rot noir.[1]

Comme on le sait, les spores du rot noir sont complètement ovales, toujours incolores, et bien souvent, leur dimension coïncident avec celles du rot livide. D'ailleurs, la mesure des dimensions est fort délicate et dépend, en dehors de l'observateur, de la perfection des moyens, en outre, la grandeur des spores varie de telle façon que des moyennes seules peuvent avoir, à ce propos, une certaine importance.

[1] La Hongrie n'ayant pas encore été envahie par le rot-noir, il est d'une grande importance de montrer les caractères distinctifs du rot-noir, pour permettre de le reconnaître plus facilement en cas d'invasion.

Ainsi donc, *l'hyménium annexe* 1° ou recouvre la voûte tout autour (planche XIV, fig. 102), 2° ou ne forme que 3—4 taches (planche XIV, fig. 96). L'hyménium annexe se développant au sommet est toujours moins dense, ses filaments sporogènes sont plus forts, mais plus courts que d'ordinaire, mais sa fertilité est égale.

Dans des fruits complètement mûrs 1° *l'hyménium subsiste jusqu'à la fin* quoiqu'il cesse son activité ou 2° *disparaît complètement ainsi que son lit.* C'est un fait que j'ai observé quand les spores des pycnides vésiculaires n'étaient pas disséminées. Il y avait des fruits complètement remplis de spores si bien que sans connaître le développement, on aurait pû croire qu'il s'agissait de vrais sporanges (planche XV, fig. 103).

Filaments sporogènes («stérigmes, basides»). Les conidies se forment également dans les macro- ou les micropycnides au sommet des filaments, nommés basides ou stérigmes. Ce n'est pas exact, car, il y a de grandes raisons morphologiques qui militent en faveur de l'emploi exclusif du mot baside chez les Basidiomycètes. Je les nommerai tout simplement filaments sporogènes.

Je ne voudrais pas non plus employer ici le mot stérigme ainsi que LINDAU[1] le recommande pour les Ascomycètes. Le stérigme n'étant autre chose que la partie rétrécie du baside ou conidiophore en forme d'aiguille sur laquelle la spore se désarticule, je ne crois pas bon de généraliser la désignation d'une partie d'un organe pour le tout. De plus, nos recherches prouvent que les filaments sporogènes du rot livide sont souvent effilés et pointus comme une aiguille et ne *laissent pas apercevoir de partie spéciale stérigmatique.*

Les filaments sporogènes peuvent être ou très longs ou très courts. Ceux qui sont sur la voûte sont courts. Leur épaisseur est généralement de 2·5—3 μ. Ils sont souvent effilés et pointus comme une aiguille, notamment quand ils se préparent à la production des spores. La jeune spore apparaît au bout du filament arqué, comme un épaississement rond ou plat, à peine perceptible (planche XIX, fig. 147).

[1] LINDAU in ENGLER-PRANTL. Die natürl. Pflanzenfam. I. Teil. Abt. XX. p. 347.

Avant la désarticulation, plusieurs noyaux passent du filament sporogène dans la jeune spore (planche XIX, fig. 148).

Couleur des macroconidies ou spores. Les macroconidies sont :

1° *ou brun café-clair*,

2° *ou brun-grisâtre* couleur qu'on ne trouve pas mentionnée dans les descriptions.

Les spores formées dans les macropycnides demeurent ensemble, brunissent ou mûrissent et finissent par être disséminées. Mais bien souvent, elles brunissent avant d'être désarticulées sur le filament sporogène, ce qu'on n'avait point remarqué jusqu'alors. Les spores incolores ne sont pas ordinairement disséminées.

L'énergie de germination des spores incolores est moindre que celle des brunes, mais leur faculté de germination est à-peu-près égale, c'est-à-dire que plus tard, mais (sans se brunir) elles germent en aussi grand nombre que les brunes.

J'ai toujours fait usage, dans mes expériences, de spores brunes mûres. La membrane des spores brunes est beaucoup plus résistante que celle des incolores, *se changeant en jaune-citron, traitées par le chloro-iodure de zinc*, dont le contenu présente des granulations inégales et la membrane ne forme autour d'elles qu'une simple ligne.

Traitées de la même façon, les spores brunes changent en jaune-orange foncé et la membrane dès lors brune (à deux contours) diffère vivement de son contenu.

Ainsi donc, la maturité des spores se traduit par un *épaississement plus considérable* de leur membrane cellulaire. Dans l'acide sulfurique dilué à 50°/₀ le contenu des spores incolores disparaît vite et il ne reste plus que l'enveloppe vide ; les spores mûres deviennent brun-olive, leur contenu s'agglomère en 2—3 globules et finit par se dissoudre complètement de même que le mycélium.

Les spores non mûres traitées par l'acide sulfurique puis l'iodure de potasse iodé jaunissent, tandisque les mûres se changent en brun-jaunâtre.

Dans l'acide sulfurique concentré, les spores mûres perdent immédiatement leurs granulations, leurs membranes se lèvent de

côté (du côté ventral, chez les spores cymbelloïdes) se fendent et le contenu découle. La membrane ne se dissout point, mais pâlit et devient d'un gris-trouble, tandis qu'au contraire, la membrane des spores incolores se dissout vite dans l'acide sulfurique concentré. Le péride des pycnides mûres se dissout aussi facilement et fond presque en totalité.

Les réactions précitées ont fait supposer, que la membrane des spores brunes mûres devait son pouvoir résistant non pas à la cutinisation, mais à une autre sorte d'imprégnation encore plus forte.

Des recherches ultérieures ont démontré que la membrane des spores mûres contenait des combinaisons *de chitin*. Pour le prouver, le procédé de Van WISSELINGH[1] est le plus pratique: «Chauffer à 160 C.° dans un bain d'huile les coupes en solution de potasse concentrée et les mettre ensuite dans de l'alcool à 90 degrés et ensuite peu à peu dans de l'eau distillée. Dans ces coupes les membranes à chitin, traitées par l'iodure de potasse et l'acide sulfurique fortement raréfiés, sont d'un violet-clair rouge, et par le chloro-iodure de zinc violet-bleuâtre». L'infiltration de chitin constitue une défense énergique contre l'effet destructeur des agents extérieurs nuisibles, comme les variations de température, les matières chimiques, l'humidité, la sécheresse et explique aussi la grande force de résistance des spores contre les moyens de traitement.

Forme des spores. On peut distinguer 3 formes de spores:

1° *La forme ovoïde.*

2° *La forme pyroïde.*

3° *La forme cymbelloïde.*

D'après ces formes, on pourra distinguer trois sous-espèces de Coniothyrium Diplodiella. Ces formes se réunissent au moyen de formes intermédiaires; parfois même dans une seule pycnide, deux formes se distinguent, mais celle qui domine doit être considérée dans la description.

[1] Van WISSELINGH, C. Mikrochemische Untersuchungen über Zellwände der Fungi. Pringsheim's Jahrbücher für wissenschaftl. Botanik. XXXI. 1881. p. 619. Planches XVII—XVIII.

1°. *La forme ovale* ou ovoïde est celle qui se développe le plus régulièrement et le plus nettement; l'un de ses pôles est d'ordinaire plus arrondi que l'autre. (Planche XV, fig. 105_1.)

2°. *La forme en poire* porte une pointe ou bec plus ou moins long ou légèrement recourbé. (Planche XV, fig. 105_2.)

3°. *La forme cymbelloïde* est encore plus variable, ressemble à des espèces courtes du genre Cymbella (Bacillariacées). Son côté dorsal est toujours convexe et le côté ventral concave ou saillant. (Planche XV, fig. 105_3.)

Une forme sigmoïde s'y rencontre assez souvent et imite la forme des Pleurosigmes mais n'est jamais la forme dominante. Les spores cymbelloïdes sont souvent en partie, très irrégulièrement développées. (Planche XV, fig. 105_4.)

Entre la forme des spores, et la structure ou la disposition des pycnides je n'ai pas constaté de rapports.

Parfois deux formes de spores peuvent se développer sur un grain, chacune d'elles dans des pycnides séparées.

J'ai trouvé (à Siklós le 13 Août 1901) des pycnides produisant des spores cymbelloïdes ($12 \times 4-5$ μ) brun-grisâtre, et d'autres à spores ovales (8×4 μ), s'étaient développées pêle-mêle sur le même grain. Le diamètre de l'ostiole de ces derniers était de 24 μ, le bord large de 40 μ si bien que l'ostiole et le bord formaient un disque plat de 120 μ de diamètre, au sommet de la pycnide ronde, de 200 μ.

Leur nombre dépend de la grandeur des pycnides. En prenant une pycnide de 160 μ de large et de 120 μ de hauteur (dont le tiers inférieur est occupé par l'hyménium) et des spores de 9×12 μ, la pycnide peut renfermer jusqu'à 1183 spores; il est vrai que l'hyménium disparaît et que la cavité entière de la pycnide regorge de spores. Mais sans tenir compte de ce cas, pourtant assez fréquent, j'estime la production en spores de la pycnide, au tiers, c'est-à-dire à 400 spores.

Et comme *sur un grain* de grosseur normale, 200 pycnides au moins peuvent se développer, *80,000 spores peuvent être produites sur un grain, ce qui, pour une grappe de 50 grains donne 4 millions de spores, d'après les évaluations les plus modestes.*

Si nous avons 10 ceps, ayant chacun 3 grappes malades, nous arrivons à 120 millions de spores, et nous sommes bien loin de la stricte vérité car il est indiscutable qu'un seul cep ayant des grappes malades renferme une immense quantité de spores.

La quantité énorme de spores *produites, et leur pouvoir résistant si remarquable, explique la rapide propagation et même la perpétuation de la maladie et le peu de résultats des traitements appliqués jusqu'alors.*

Dimensions des spores. VIALA[1] a trouvé aux spores une largeur de 5·5 μ et une longuer de 8 – 11 μ. Voici les dimensions moyennes que j'ai prises:

1°. spores ovoïdes 4×8, 8×8, 8×12, $9 \times 12\,\mu$,

2°. « cymbelloïdes $4—5 \times 12$, $6 \times 12\,\mu$,

3°. « pyroïdes 6×12, $9 \times 13\,\mu$.

La dimension des spores est assez constante dans les différents types et est complètement indépendante de la grosseur des pycnides.

Aussi, dans les fruits comprimés ou dont le développement est retardé, il y a moins de spores, mais elles sont de grandeur normale.

Dissémination des spores. La zône transparente tapissant l'intérieur de la pycnide devient mucilagineuse avant la maturité parfaite des spores. Puis, cette masse réunie à celle qui s'est formée entre les spores, quand de l'eau parvient à la pycnide – se gonfle et sert à l'évacuation des spores. Les spores seront mises en liberté à travers l'ostiole qui se trouve ouvert par la disparition «*de la couche fendante*». Les poils de moustache de l'orifice cédent alors facilement à la tension de la masse des spores.

Les spores sorties par l'ostiole tombent sur la pycnide et sont prises par les lobes de la cuticule saillant autour de la base de conceptacle. C'est un fait facile à constater si l'on observe la sortie des spores des pycnides mûres immergées dans de l'eau.

[1] VIALA, P. Les Maladies de le Vigne. 3-e édition 1893. p. 338.
VIALA, P. et RAVAZ, L. Le Black-rot et le Coniothyrium Diplodiella 2-e édition 1888. p. 77.

Généralement, le mucilage produit dans la pycnide, n'est pas assez abondant pour agglutiner les spores en un filament ou une masse en forme de boudin. (Planche XXI, figure 165_{7**}.)

C'est ainsi qu'une partie d'entre elles demeure au fond de la pycnide. On trouve d'ailleurs très rarement, même après la dissémination des spores, des restes du mucilage grumeux. (Planche XV, fig. 104.)

J'ai, en outre étudié la formation du mucilage sur des pycnides cultivées. Reportons-nous aux dessins et au chapitre en question.

Le fait que ce mucilage ne se forme généralement qu'en petite quantité, *facilite beaucoup le rapide desséchement des spores et de la sorte, leur dispersion, leur transport par le vent, et ainsi la propagation de la maladie; observation qui a, dans la pratique, une extrême importance.*

La masse des spores du black-rot sort, au contraire, sous forme de boudin tortillé, le mucilage qui agglutine les spores peut même fixer, coller les spores à leur place de germination, rendant plus sûre l'infection locale sur le même cep, et ne permettant leur dispersion par le vent que d'après la liquéfaction du mucilage (par l'eau) et le desséchement parfait de la masse entière.

Une sécheresse persistante empêche l'évacuation des spores du rot-livide et les étouffe presque dans les conceptacles. *Mais si la sécheresse n'a lieu qu'après l'évacuation, elle facilite, en cas de vent, leur dispersion.*

Par une température humide, les fruits mi-mûrs s'ouvrent trop tôt, en émettant leur spores avant le temps, — et comme les spores incolores sont aussi capables de germer — s'il n'y a point un trop grand abaissement de température, c'est-à-dire si la température est à 25 C°, — la température humide favorise en même temps leur germination, leur développement et ainsi *l'extension locale de la maladie.*

C'est ce qui explique après la pluie, la nécessité, *du sulfatage des vignes atteintes par le rot livide,* puisque la bouillie bordelaise à fortes doses, ralentit le développement ultérieur des spores incolores déjà germées, et entrave ainsi la pénétration des tubes germinatifs par la cuticule c'est-à-dire l'infection elle-même.

Le mycélium se compose de troncs principaux, pliés, d'une ramification plus ou moins monopodiale et à peine articulés dans le cas d'une croissance rapide (planche XV, fig. 106_1). Bien souvent, des parties de mycélium très grandes semblent unicellulaires (figure 106_2), parfois il se divise en cellules nombreuses plus ou moins longues même par des cloisons obliques (fig. 106_3).

Les troncs ont généralement une épaisseur de 8—16 μ leurs parois sont parallèles, ridées quand elles sont plus âgées, et de couleur jaunâtre (figure 106_4). Dans l'écorce des sarments, le mycélium *jaunit* et se dessèche vers la fin de l'automne (planche XV, fig. 103).

Les filaments provenant des troncs principaux se ramifient en une infinité de branches plus minces ayant à peine 1·5 μ d'épaisseur; elles sont arrondies à leur bout, ondulées et portent déjà les protubérances digitiformes, c'est-à-dire le commencement des branchelettes sur leur côté (planche XV, figure 107_1).

Noyau. Le mycélium est multinucléaire, les noyaux sont fort petits et en division intense (planche XV, fig. 107) dans les parties d'une croissance accentuée. Mais le cloisonnement n'est pas toujours en rapport avec la multiplication des noyaux. Et parfois, de très longues branches, même des ramifications doubles ou triples se développent, sans être séparées par des cloisons.

Mais il existe une certaine relation constante entre le nombre des noyaux et l'épaisseur des filaments. Plus les filaments de mycélium sont minces, moins les noyaux sont nombreux et dans les dernières branchelettes minces, non articulées (épaisses de 1·15 μ), on ne voit que 1—1 noyau près de la paroi (planche XV, fig. 107_1) placés à égale distance ainsi que je l'ai démontré pour le mycélium des espèces de Mucor.[1]

De la sorte, les parties de filaments les plus fines et la cellule terminale sont toujours munies de noyaux.

Plasme. Le protoplasme est dense, rarement parsemé de vacuoles (planche XV, fig. 106_3a), révèle une fine granulation,

[1] Istvánffi, Gy. A sejtmag szerepe a Penészek fejlődésében. Természetrajzi Füzetek. XIX. 1896. Planche VII. fig. 5. et

Istvánffi, Gy. Ueber die Rolle der Zellkerne bei der Entwickelung der Pilze. Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft. XIII. Planche XXXV. fig. 5.

et des communications à travers les cloisons, ce qui prouve que les cloisons sont toujours criblées de ponctuations extrêmement fines.

Sur des préparations fixées, teintes à l'hémateine, les communications des protoplastes voisins étaient clairement visibles et on pouvait en général distinguer trois filaments connectifs (planche XV, fig. 106_4).

J'avais déjà terminé mes recherches quand j'ai reçu la publication récente de M. KIENITZ-GERLOFF, grâce à l'amabilité de l'auteur lui-même. D'après lui et d'après les auteurs cités par lui, dont les publications sont en partie très difficiles à se procurer (DE BARY[1], CHMIELEWSKI[2], W. WAHRLICH[3], TISCHUTKIN[4], A. MEYER[5], E. BAUR[6], DARBYSHIRE[7], WORONIN[8]), j'ai pu constater que des communications formées de plusieurs plasmodesmes sont presqu'une exception dans les champignons.

Ce n'est que dans les Lichens (Peltigera canina et P. polydactyla) que KIENITZ-GERLOFF[9] a pu démontrer des communications formées par plusieurs plasmodesmes, correspondants à 2—6 ponctuations.

Suçoirs. Je n'ai point non plus, remarqué les suçoirs décrits par CAVARA, sur le mycélium, dans les baies. BACCARINI ne les a pas non plus retrouvés. CAVARA aura, sans doute, confondu avec la formation des ramifications latérales qui avec leurs pointes recourbées et vues de haut, paraissent vraiment avoir

[1] DE BARY, A. Handbuch der physiol. Botanik II. 1866. p. 7. et Vergl. Morphol. und Biologie der Pilze 1884. p. 14.

[2] CHMIELEWSKI. Zur Morphologie von Haplotrichum roseum. Ber. d. neuruss. Naturforscher-Gesellsch. VI. 1886. (En langue russe).

[3] WAHRLICH, W. in Scripta Horti Botan. Univ. Imper. Petropolitani. IV. 1893. Nr. 1. p. 41—155.

[4] TISCHUTKIN. Die Pilze der Gattung Achorion. Dissertation zur Erlangung der Doctorwürde. 1894. (En langue russe).

[5] MEYER, A. in Berichte d. Deutschen Botan. Gesellschaft XIII. 1896. p. 280.

[6] BAUR, E. in Ber. d. Deutsch. Botan. Ges. XV. 1898. p. 363.

[7] DARBYSHIRE. in Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botanik. XXXIV. 1899. p. 329—343.

[8] WORONIN. in Mémories de l'Académie Impériale des Sc. de St.-Pétersbourg 1900.

[9] KIENITZ-GERLOFF. Neue Studien über Plasmodesmen. Berichte der Deutschen Botan. Ges. XX. 1902. p. 105. Planche IV. fig. 66—67.

une tête ronde (planche XV, fig. 106_5). D'ailleurs, il n'est pas impossible que CAVARA ait également aperçu les conidies naissant directement sur les filaments mycéliens, décrits par moi et qu'il les ait pris pour des suçoirs ?

Des suçoirs d'une autre espèce, coniques et à raies fines, peuvent, d'après CAVARA, se développer dans l'angle des branches des troncs parcourant le pédoncule. On a bien reproduit les figures de ces prétendus suçoirs, mais je n'en ai jamais vu et partage l'opinion de BACCARINI qui pense que CAVARA a dessiné le mycélium d'une autre espèce de champignon.

Mycélium dans les tissus. Les filaments mycéliens parcourent de différentes manières les tissus attaqués. Dans l'épiderme, ils transpercent directement les parois et se ramifient dans toutes les directions, en forme d'éventail, mais sans renflements.

En regardant de haut l'épiderme des baies, on voit clairement le mycélium qui parcourt l'épiderme se répandre en tous sens à partir de la base des pycnides. Les troncs de mycélium sont pliés en ondulant, ridés par la multitude des entrelacements, irrégulièrement ramifiés et dévorent complètement le contenu des cellules de l'épiderme (planche XV, fig. 108). On les remarque mieux encore sur une coupe transversale ; ils traversent l'hypoderme, par les méats et par les cellules elles-mêmes (planche XV, fig. 109).

Le mycélium s'étendant dans la moëlle se dirige à travers les cellules des rayons médullaires, perce les parois, se gonfle irrégulièrement, et se rétrécit dans le canal de percement ; il détermine également un gonflement des membranes des cellules médullaires voisines (planche IV, figure 21).

Parfois, il pénètre dans la membrane des cellules, se conformant exactement à la forme de la cellule. Dans les tissus du bois, il traverse directement dans les cellules, par le chemin le plus court, et recherche le plasme (planche IV, figure 21 p).

Les filaments de mycélium plus épais (larges de 12—16 μ et formés de cellules longues de 18—30—60 μ) n'attaquent pas directement les cellules, c'est-à-dire quand ils s'efforcent de s'étendre rapidement dans les grains, ils envoient sur le corps plasmatique des cellules de la pulpe, des branches extrêmement fines de 1—2 μ d'épaisseur (planche XVI, fig. 111—113), qui comme les antennes

de l'araignée s'en emparent, se collent fortement à la couche membraneuse du protoplasme *et finissent par le sucer complètement* (planche XVI, fig. 112—113). Ce mode d'attaque des cellules, que je viens de décrire et *qui n'avait point été montré jusqu' alors*, explique, assez clairement, la rapide dévastation des cellules et fait comprendre pourquoi le mycélium n'a pas besoin d'organes-suçoirs particuliers.

La masse de mycélium «le pied» (subiculum) demeurant à la base des pycnides se ruine en même temps que les grains, tandisque sur les sarments, ce mycélium se conserve encore dans l'écorce et peut probablement, dans un sarment infecté de la sorte, ressusciter le printemps prochain et causer une réapparition de la maladie.

Le mycélium s'adapte toujours, à la structure, à la qualité du tissu en question, il évite soigneusement les tissus à forte lame moyenne et choisit de préférence les tissus riches en plasme, à parois plus molles. Dans les cellules à chlorophylles de l'écorce, il dévore toujours d'abord le plasme et ensuite les granules de chlorophylle (planche XVI, fig. 14).

Modes de propagation du mycélium

A part le mycélium provenant d'une infection locale sur la baie, qui dévaste çà et là l'épiderme et l'hypoderme; le mycélium provenant des autres modes d'infection doit pénétrer dans les tissus plus intérieurs.

Dans les pédicelles et dans les pédoncules, il s'adosse surtout à la partie libérienne des faisceaux libéro-ligneux et y continue à se développer, à la dévorer et à pénétrer ainsi facilement dans la baie, grâce à ce tissu conducteur.

J'ai déjà démontré que les faisceaux libéro-ligneux en entrant dans la baie et en se divisant à sa base, forment des côtes unies par le réseau des anastomoses fins.

Dans ce cas, le mycélium qui arrive du pédoncule trouve un chemin ouvert qui non seulement ne présente 1° *aucun obstacle*, mais 2° *fournit une excellente nourriture*, — 3° *et le conduit directement au but, où il peut produire ses fruits, c'est-à-dire sous l'épiderme.*

Le dessin 115 montre une partie de la coupe d'une côte située sous l'hypoderme de la baie, c'est-à-dire une partie du faisceau libéro-ligneux qui forme la nervure, le réseau du grain (planche XVI, fig. 115).

Une partie du liber qui a recouvert le bois, a été enlevée et montre les vaisseaux ligneux spiraliques *(f)* avec les cellules cambiformes *(cb)* contenant de grands noyaux. Le faisceau de mycélium n'envoie dans l'hypoderme *(hy)* ou dans la chair de la baie que de rares filaments. Les grandes cellules de chair du grain sont fendues et on ne distingue de leur membrane que des morceaux ébréchés.

J'en peux conclure que fatalement, le système conducteur-nutritif si parfaitement ordonné peut en même temps causer la perte de la baie, parce qu'il provoque directement la dévastation. De plus, le mycélium attaque également les faisceaux de cloison de la baie (planche XVI, fig. 116), et s'introduit dans leur liber afin de dévaster la chair à l'intérieur (planche XVI, fig. 117).

Le parasite est influencé par des stimules singulièrement chemotropiques, émanant de la partie libérienne, et de la gaîne de sucre. Ce tissu conducteur allèche véritablement le parasite, qui exploite ensuite cette source nutritive favorable.

Plus tard, quand son chemin a été tracé, il envoie une masse de filaments pour exploiter, dérober aux cellules de chair et transporter le butin aux pelotes situées au-dessous de l'épiderme, point culminant de son développement.

Mycélium scléreux.

Les grains ramassés en automne, grésillés, coupés transversalement affectent la forme d'une étoile à 5—6 raies (planche XVI, fig. 118_1). Leurs tissus se sont complètement séchés, comprimés et se composent en grande partie de la pellicule. L'hypoderme est comprimé, ses cellules remplies d'un contenu brun-rouge avec des couches à replis ondulés. Le parenchyme de chair s'est pourri ; il ne reste que les débris du réseau fibreux sous forme de minces filaments.

Le mycélium parcourt tout le grain grésillé et se développe en grande quantité, en particulier sous la cuticule. Il soulève la cuticule onduleusement et produit des pycnides, qui sont par-

faitement recouvertes dans l'épais tissu d'hyphes et n'ont point d'enveloppe (peridium) particulière, mais leur hyménium est développé et produit même des spores (planche XVI, fig. 118_2).

A l'intérieur du grain grésillé, dans les grandes cavités, le mycélium produit aussi de semblables pycnides, qui sont complètement enfermées, ce sont *les cryptopycnides*.

Mais le développement de mycélium est le plus intéressant sur la surface. Il finit par déchirer la cuticule qui s'éloigne de la superficie en formant des ailes partout sillonnées. Sur une coupe transversale, ces saillies ailées ressemblent à des cornes et sont remplies de filaments fins de mycélium, parallèles à leur surface (planche XVI, fig. 119).

Et dans les cavités de la cuticule fendue pénètrent, çà et là, des grains de sable fin.

Cette forme scléreuse du mycélium sert probablement pour l'hivernage et *n'a pas été jusqu'alors remarquée*.

A la fin de l'automne, la partie des pycnides qui n'est point parvenue à former des spores, est remplie d' hyphes et devient scléreuse, car les hyphes y produisent du faux parenchyme. Peut-être que les pycnides scléreuses se transforment en périthèces ?

Micropycnides (spermogonies).

Les rares données sur la question ne suffisent point à éclairer sur la nature des micropycnides.

D'après Viala[1] «les spermogonies sont plus petites que les pycnides et moins proéminentes (110 à 120 μ de long sur 60 à 80 μ de hauteur). Les spermaties prennent naissance, dans le conceptacle, sur un stroma peu épais qui s'étale, sur les bords, presque jusqu'à l'ouverture ; les stérigmates très nombreux sont courts et serrés ; les spermaties sont en forme de bacilles très renflés au centre, presque subovoïdes, et mesurant 4 à 6 μ de long sur 1 μ 5 au centre, et à peine 1 μ aux deux extrémités. Nous avons pu obtenir la germination de ces spermaties

[1] Viala, P. Sur le développement du Rot blanc de la Vigne (Charrinia diplodiella). Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. CXXIV. 1897 No. 2. p. 105.

et aussi, tout récemment, celle des spermaties du Black-rot; les phénomènes très particuliers qu'elles présentent feront l'objet d'une note ultérieure».

Je n'ai rencontré qu'une seule fois (le 8 septembre 1901 dans les vignobles de Kámenitza) de semblables formations pouvant être considérées comme des micropycnides.

De minces filaments de mycélium, pénétrant sous l'épiderme et sous la cuticule formaient de petites pelotes d'un diamètre de 50—80 μ, qui soulevaient la cuticule (planche XVI, fig. 120_1—$_2$).

Les filaments sporogènes étaient réunis dans un hyménium très touffu, au fond du réceptacle, et produisaient beaucoup de microconidies bacillaires (planche XVI, fig. 120_3). Ils étaient arrondis à leurs bouts et avaient différentes épaisseurs 1·5—3 μ et une longueur moyenne de 6 μ. Je ne pus examiner la suite de leur développement.

Périthèces.

Je ne suis pas parvenu à trouver les fruits à asques du rot livide, pas même sur des pousses ayant passé l'hiver sur la souche, bien qu'à Tarczal il fit très froid l'hiver dernier. C'est en 1893 que VIALA a fait connaître, pour la première fois, les périthèces après huit années de labeur. Il a prouvé qu'ils ne se développent que dans des conditions de culture toutes spéciales.

VIALA et RAVAZ[1] ont desséché lentement (en plantant l'un des bouts dans du sable stérilisé, placé dans un endroit humide) les organes durs, les pépins, les pédicelles, les sarments et ont provoqué en même temps un abaissement graduel de la température.

Les périthèces se sont donc développés dans des milieux secs et froids, tandisque dans un milieu constamment chaud et humide on n'a obtenu que des pycnides.

Les périthèces produits artificiellement sur les parties du raisin, sont ronds, noirs, avec un orifice semblable à un cra-

[1] VIALA et RAVAZ. Sur les périthèces du Rot blanc de la Vigne. Comptes Rendus CXIX. 20 août 1894. p. 443.

VIALA et RAVAZ. Sur le Rot blanc de la Vigne. Revue de Viticulture 1894. 4. Sept. p. 197—199.

tère. Les asques et les paraphyses ne sont que sur le fond des périthèces.

Les paraphyses sont filamenteux, plus longs d'un tiers que les asques. Ces derniers ont 56 μ de long, 8·5 μ de large, avec des tiges minces, et un développement peu resserré entre les paraphyses en forme de pinceau.

Les asco-spores (de 15 μ × 3·75 μ) fusiformes sont incolores ou jaune-citron, fortement entrelacées au milieu et divisées en deux par une cloison aussi large que la paroi de la spore.

On trouve dans le même asque des spores dont les deux moitiés sont articulées par une mince cloison.

VIALA[1] relate de ses expériences ce qui suit: «De nombreux échantillons de rot-blanc, sur des sarments de V. Rupestris et de V. Riparia, reçus de Hongrie en août 1896, m'ont permis de connaître outre les pycnides, les spermogonies, conidiophores, périthèces, et de les rapporter, par l'expérimentation, au même champignon. Les pycnides, les spermogonies et les conidiophores existaient sur les sarments encore sains; les périthèces se sont développés, fin octobre et novembre, sur les rameaux presque secs.»

«La preuve expérimentale de la relation du périthèce et du parasite n'avait pas encore été donnée. Les sporidies à doubles ou à trois cloisons germent facilement, dans une solution sucrée légèrement alcalinisée, en émettant, par chacune de leurs parties un tube mycélien. Si on les inocule, germées ou non, sur des grains de raisin verés, sur des sarments ou des grains verts préalablement plongés dans de l'eau bouillante alcalinisée, le mycélium pénètre dans les tissus; au bout de quatre à six jours les pycnides apparaissent sur les grains, et sur les mêmes conditions, des stylospores sur des sarments, les pycnides se forment au bout de dix à douze jours, dans un milieu humide, et, si ce milieu est progressivement desséché, les périthèces s'organisent deux ou trois mois après. Les inoculations des sporidies et des stylospores ne réussissent presque jamais sur les grains verts et

[1] VIALA, P. Sur le développement du Rot blanc de la Vigne. (Charrinia diplodiella). Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. CXXIV. 1897. No. 2. p. 105.

acides; contrairement à ce que nous avons observé pour le Black-Rot, un milieu dépourvu d'acidité ou légèrement alcalin paraît plutôt nécessaire. On s'explique, par ces expériences, que le Black-Rot n'attaque pas les grains déjà verés, et qu'au contraire, le Rot blanc soit en actif développement sur les raisins près de la maturité. Cette nécessité d'un milieu non acide est encore vraie pour la germination des conidiophores et des spermaties du Ch. diplodiella.»

Appareil conidien.

«Nous n'avons observé» dit VIALA[1] «les conidiophores que sur les sarments, toujours indépendants des autres organes de reproduction; récemment, M. J. PERRAUD[2] les a signalés sur les raisins, poussant parfois aux dépens des stérigmates des pycnides et aux spermogonies, des houppes denses, assez hautes (180 à 250 μ de hauteur), d'une teinte grisâtre assez foncée. Ils sont portés par un pied assez long, renflé vers la base, subdivisant à son sommet en 3, 4, rarement 6 branches, qui se rétrécissent en 3, 4 ou 5 pointes stérigmatiques sur lesquelles sont insérées des conidies qui paraissent sessiles. Ces conidies sont ovoïdes, allongées (3 à 4 μ sur 6 à 8 μ), à contenu homogène, et généralement incolores. Si cependant on les maintient à l'air, et dans un milieu très légèrement humide pour éviter leur dissociation pendant quinze ou vingt jours, leur membrane prend une teinte très légèrement brune; elles germent alors plus lentement. L'inoculation des conidies sur raisins a reproduit le Rot blanc et les pycnides, et sur sarments des pycnides d'abord et des périthèces au bout de trois mois.»

PERRAUD[3] croit que les conidies ont provoqué l'apparition subite du rot livide dans les vignobles du Beaujolais en 1896.

*

[1] VIALA, P. Sur le développement du Rot blanc de la Vigne. (Charrinia diplodiella.) Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. CXXIV. 1897. I. sem. No. 2. p. 105.

[2] PERRAUD, J. Société de Biologie. 5 décembre 1896. d'après Viala.

[3] PERRAUD, J. Le développement du Rot-blanc. La Vigne Américaine. 1897. No. 1. p. 30.

C'est tout ce qu'on sait jusqu'à présent des périthèces et des conidiophores. On n'a même pas joint de dessins à ces explications et on se fait difficilement une idée de formations ainsi décrites.

Je ne signale ici que la découverte des conidiophores (mentionnées d'abord) dans les cultures. La description se trouve dans le chapitre suivant.

J'ai essayé le procédé de VIALA et fait différentes expériences sur le refroidissement et le dessèchement de sarments atteints de Coniothyrium dans le but de produire la formation de périthèces, mais je n'ai point obtenu de résultats positifs.

1° Des sarments de V. vinifera provenant de Jabuka et de Rákovácz furent placés dans du sable, au froid, le 20 Novembre 1901 ; à la fin de Décembre, ils n'avaient subi aucune transformation, seule les spores avaient bruni.

2° Des sarments de Vitis Rupestris monticola et metallica provenant de Tarczal furent placés dans un endroit froid le 7 Déc. 1901, sans qu'on remarquât à la fin du même mois, le moindre changement.

3° Le 31 Décembre, on plaça dans de la glace:

a) 4 bocaux contenant des rafles malades de rot livide, conservées jusqu'alors dans un endroit chaud.

b) 7 bocaux contenant des sarments de Vitis Rupestris monticola, atteints de rot livide, conservés depuis le 7 Décembre dans un milieu froid.

c) 2 bocaux contenant des sarments de Vitis Rupestris monticola conservés au chaud, jusqu'au 31 Décembre.

La glace était salée tous les matins, et la température descendait à —12° ou même à —18 C° à ce moment-là, le soir elle montait à —3 à —4 C°.

4. Des sarments de V. Rupestris monticola atteints de rot livide et provenant de Tarczal, ayant passé l'hiver au grand air sur le cep jusqu'à la fin de Janvier 1902, furent placés en morceaux entre la glace et traités comme les autres.

On examina plusieurs fois toutes ces épreuves (jusqu'à la fin de Mars), sans jamais y découvrir la moindre trace d'un développement de périthèces.

Pycnides sur les pépins. D'après CAVARA les pépins résistants sont très capables de propager les spores parce qu'ils sont emportés par les oiseaux.

Les pépins situés dans les baies du raisin mûrissent d'après mes observations, en dépit des pycnides qui se développent sur eux (planche XVI, fig. 121_{1-8}), germent même et les jeunes plantules restent indemnes de maladie.

Nous avons constaté généralement que sur les pépins des baies pourries, les pycnides ne se développaient point; tandisque les pépins des baies grésillées, rapidement desséchées étaient infectés de pycnides dans une proportion de 80°/₀.

Époque de l'apparition.

J'ai vu, dans la nature, les premières pycnides munies de spores, le 3 Juillet et les plus tardives le 15 Novembre. L'époque de végétation dure donc plus de 4 mois, et permet ainsi à la maladie de prendre des dimensions considérables.

Des baies recuillies à la fin de l'automne (le 15 Nov.), il ne reste plus que la pellicule. Mais sous les 3—4 couches qu'elle forme, des pycnides se sont développées qui tiennent enfermées des spores brunes. *On voit donc, même si tard en automne, par une température froide, des formations de nouvelles pycnides.*

C'est ce qui prouve, que le développement à l'air libre *dure plus longtemps, que nous ne l'avions pensé.* Dans ces baies, les spores passent l'hiver desséchées, et ne se délivrent que quand la pellicule de la baie pourrit au printemps; en ce cas, elles peuvent probablement causer une nouvelle infection.

Nous trouvons des observations intéressantes[1] dans la publication de K. SAJÓ[2] sur l'apparition du rot livide. Il désigne les trois dernières années comme l'année de l'Oïdium en 1899, l'année du Peronospora en 1900 et celle du Coniothyrium en 1901. Cette dernière a été caractérisée, au point de vue météorologique 1° par une prédominance des vents d'Est pendant toute la période d'activité végétative, 2° par des pluies abondantes (accompagnées parfois de grêle) en Juillet, et 3° par des chaleurs excessives particulièrement en Mai, Juin et Juillet.

[1] Faites en Hongrie.

[2] SAJÓ, K. Weitere Mitteilungen über die meteorologischen Ansprüche der schädlichen Pilze. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. XII. 1902. 3. H. p. 155.

VII. CHAPITRE.

Cultures pures du champignon du rot livide.

On peut facilement cultiver le champignon du rot livide en employant les méthodes habituelles. Nous avons obtenu des cultures absolument pures dans différents liquides nutritifs sucrés, sur du moût, sur des milieux solides, du pain trempé dans du moût, de la gélatine faite de moûts[1], de l'agar-agar etc.

Les spores ou macroconidies sont pourvues d'une exospore colorée en brun. L'exospore c'est-à-dire la cuticule est très mince, tandisque la membrane proprement dite (endospore) est plus épaisse. La paroi ainsi formée ne peut être colorée.

Germination. Les macroconidies germent facilement sur le porte-objet, elles se gonflent d'abord légèrement, leur exospore se fend comme une écaille d'oeuf avec des marges angulaires ébréchées ; et émettent le contenu de côté ou par leur pôle convexe sous forme d'ampoule (spore secondaire) incolore (planche XVII, fig. 122).

BACCARINI[2] avait déjà signalé la spore secondaire, mais on n'avait point fait cas de ses données. J'ai, dès mes premières cultures, montré la spore secondaire même avant d'avoir connu l'ouvrage de BACCARINI. CAVARA[3] n'en souffle mot et ne décrit point la spore secondaire ; il en est de même des autres auteurs qui ont marché sur ses traces et qui n'en font également pas mention.

[1] Elles couvraient même une superficie de 225 cm^2 et nous les avons exposés à l'Exposition d'Agriculture de Pozsony (du 7—28 Septembre 1902).

[2] BACCARINI. Appunti. p. 330.

[3] CAVARA. Fr. Intorno all disseccamento dei grappoli della Vite. 1888. p. 18.

Je n'ai jamais vu germer les spores sur leur pôle pointu qui affecte souvent la forme d'un bec (celui qui correspond à leur point d'insertion). Je pense donc que sur les dessins de CAVARA la spore marquée *c* s'y est glissée par mégarde.

La spore secondaire en forme d'ampoule est plus grande que celle qui l'a formée, sa membrane épaisse incolore est la continuation immédiate de la paroi intérieure (endospore) de la spore germante (planche XVII, figure 122_1—$_2$). Remarquons que la spore secondaire peut se soustraire facilement à l'attention de l'observateur, si l'on examine la spore en germination du côté opposé c'est-à-dire vue de derrière (planche XVII, fig. 122_3) et si l'on emploie un grossissement faible. C'est la raison pour laquelle on ne l'a généralement point remarquée.

Le plasme de la spore en germination est finement granulé et cache un grand nombre de noyaux en état de division. On peut parfaitement observer les filaments faisant communiquer directement à travers la cloison du tube germinatif les protoplastes, au moyen de préparations fixées et teintes, en employant un fort grossissement de 2000 à 3000 fois (planche XVII, fig. 123). Les cellules des tubes germinatifs présentent aussi un grand nombre de noyaux.

On observe souvent la désarticulation des petites cellules, qui ressemblent aux conidies (planche XVII, fig. 124).

BACCARINI déclare qu'avec une température de + 18 à + 22 C° un tube germinatif robuste et ramifié s'est déjà formé en l'espace de 2 à 4 heures.

A son avis, les spores ne germent que très lentement entre + 5 et + 8 C°, et il faut trois jours pour le développement d'un tube germinatif assez court, tandisqu'entre + 12 et + 15 C° le développement est plus accentué.

Si l'on trouve des divergences dans les données relatives à la germination, la cause, en est à mon avis, dans la composition des milieux nutritifs.

D'après mes propres recherches :

1° *Des spores de couleur brune, dans de l'eau de pompe stérilisée* cultivées en chambre humide, ont germé à la température du laboratoire (+ 17 C°) en l'espace de 20 à 21 heures, à + 25 C°, en l'espace de 15—18 heures seulement, tandisqu'à + 38 ou + 39 C° elles réclament 12 à 16 heures.

2° *Des spores de couleur brune ont germe dans du moût* (culture de chambre humide) à la température ordinaire (+ 17 C°) en l'espace de 9 à 11 heures, et à + 25 C° en l'espace de 6 à 8 heures.

3° *Des spores brunes dans du moût* (culture de chambre humide) n'ont pas, pendant deux jours, germé à 0°; l'étuve chauffée à la température ordinaire, (+ 17 C°) elles ont germé en 24 heures, tandisqu'à + 25 C° elles germaient en l'espace de 8 à 9 heures, et en l'espace de 10 à 12 heures à + 38 ou + 39 C°.

4° *Des spores brunes dans du moût* (cultivées en chambre humide) à + 5 C° ou + 8 C° ont été deux jours sans germer; en relevant la température jusqu'à + 17 C° elles ont germé en l'espace de 20 à 24 heures.

5° *Des spores incolores dans du moût* (en chambre humide) à la température ordinaire n'ont point germé pendant deux jours; à + 25 C°, 8 à 10 % d'elles ont germé en 24 heures. *Les spores incolores n'ont point jauni pendant la germination.*

6° *Des spores de couleur brune* semées dans du moût et exposées à la température suivante:

	matin	midi	soir	moyenne
1er jour	—9 C°.	—11 C°.	—6 C°.	—8·6 C°.
2ème jour	- 1 C°.	—10 C°.	—9 C°.	—6·6 C°.
3ème jour ..	2 C°.	9 C°.	-8 C°.	6·3 C°.
4ème jour	--1 C°.	— 7 C°.	—5 C°.	—4·3 C°.

n'ont point germé; ramenées le 5ème jour à la température du laboratoire (+ 17 C°) elles ont germé en 24 heures; tandisqu'à + 25 C° elles ont déjà germé en l'espace de 8 — 9 heures. L'expérience avait été pratiquée comme il suit: Dans cinq flacons de FREUDENREICH contenant chacun 10 ccm. de moût on avait semé des spores brunes et placé ensuite les flacons dans de la glace salée. Le matin du cinquième jour, on prépara des cultures de chambre humide et c'est ainsi que la germination a été observée.

7° *Des spores brunes semées dans de l'eau de pluie* (cultivées en chambre humide) germent à + 16 — + 19 C° en 21 à 24 heures et à 25 C° en 16 à 19 heures.

8⁰ *Des spores brunes dans de l'eau distillée stérilisée* (culture de chambre humide) ont germé à + 16—+ 19 C⁰ en 30 à 36 heures, et à + 25 C⁰ en 24 à 28 heures.

9⁰ *Des spores brunes cultivées séparément dans de l'eau distillée, de l'eau de pluie, ou du moût* (à tubes germinatifs d'une longueur de 20—90 μ), et *conservées à l'état sec pendant 8 jours,* puis semées dans du moût (à une température de + 25 C⁰) *n'ont pas montré de développement.*

10⁰ *Des spores brunes germées dans les milieux nommés au § 9* (à tubes de 20—90 μ) *conservées dans de l'eau distillée pendant 8 jours,* et semées en moût *restaient incapables du développement ultérieur (à + 25 C⁰).*

11⁰ *Des spores brunes germées dans des milieux mentionnés au § 9* (à tubes de 20—90 μ) *conservées à sec pendant 2—3—4 jours, dans du moût ne présentent pas de développement.*

12⁰ *Des spores brunes germées dans des milieux mentionnés au § 9* (à tubes de 20—90 μ) *conservées à sec pendant 24 heures, se développent dans du moût (à 25 C⁰) et forment en 5—6 jours un mycélium touffu, et produisent en l'espace de 19—21 jours des pycnides à spores mûres.*

13⁰ *Des spores brunes germées dans des milieux nommés au § 9* (à tubes de 20—90 μ) *conservées dans de l'eau distillée pendant 6 jours et semées dans du moût se développent (à + 25 C⁰) et produisent en 23—25 jours des pycnides.*

14⁰ Nous constatons d'après ces expériences que l'optimum pour tous les liquides employés est situé entre + 25 et + 30 C⁰.

On peut tirer de ces expériences des conclusions très suggestives et d'une haute importance au point de vue pratique :

1. Notamment que les spores germées dans la nature, dans de l'eau de pluie *peuvent souffrir la désiccation pendant un jour, et continuer leur développement dans des conditions favorables (dès la formation de la rosée si elles disposent d'une température assez chaude).*

2⁰ Il est très important de savoir *que les spores germées restent même en vie jusqu'à 6 jours, si elles sont suspendues dans de l'eau, c'est-à-dire les spores germées à la surface de la Vigne, en temps suffisamment humide ou abritées en quelques endroits de la plante dans des gouttes d'eau, peuvent attendre pendant des jours le moment favorable pour déterminer l'infection.*

On peut se rendre compte facilement — d'après ces données — de la propagation rapide du rot livide par une température constamment humide car non seulement *la germination est favorisée par l'humidité, mais de plus, les spores déjà germées restent en vie pendant plusieurs jours,* en conservant leur faculté de développement ultérieur, toujours prêtes à déterminer l'infection, — *tandisque s'il fait sec pendant un jour elles dépérissent.*

En conséquence il faut commencer le traitement immédiatement après la pluie, s'il fait chaud (contrairement à ce qui se pratique dans le traitement du black-rot) pour tuer immédiatement les spores germées prêtes à l'infection.

La suite du développement est très rapide. La spore secondaire pousse un ou deux tubes germinatifs dans lesquels les cloisons n'apparaissent que plus tard. Le tube germinatif est plié différemment, il se ramifie aussitôt, les ramifications apparaissent tout d'abord sous forme de proéminences. L'extrémité terminale du tube s'allonge, se divise par des cloisons et s'effile peu à peu en un fil extrêmement mince et pointu (planche XVII, fig. 122_2).

Des renflements en forme d'ampoule apparaissent souvent dès la première période de développement sur le jeune tube germinatif (planche XVII, fig. 122_3).

Les spores conservent leur faculté de germer pendant longtemps, quand on les garde au sec. Je possède des spores qu'on a conservées ainsi pendant 23 mois et qui ont ensuite germé.

Mais n'oublions pas qu'elles peuvent germer aussitôt après leur formation sans avoir besoin du moindre repos. Ceci est d'une grande importance pour la pratique.

J'ai déjà signalé plus haut qu'elles ne sont pas difficiles en matière de milieux nutritifs et continuent à se développer dans le suc cellulaire qui vient à découler des grappes conservées dans un verre. On obtient ainsi au fond du verre de véritables cultures qui produisent par la suite de grandes pycnides.

Mycélium. Le mycélium croît généralement avec une cellule terminale, formant un système presque monopodial et se divise par des cloisons intercalées. Le mycélium qui se développe de la spore germée, s'enchevêtre, forme bientôt un thalle blanc cir-

culaire dont la spore occupe le centre, au milieu de filaments ondulés. Les tiges principales (ayant eu une bonne nourriture) mesurent 9—12—18 μ de diamètre.

Le diamètre des ramifications est variable, les dernières branches deviennent très minces, à peine 1 μ, et sont parfois tordues.

Bien nourri, le mycélium est rempli de plasme à fines granulations et dès que les tiges principales sont développées, il commence à former des organes de reproduction.

Or, le développement s'opère d'une façon différente si le milieu nutritif est épuisé, ou si des changements défavorables se produisent dans le milieu.

Si nous rapprochons de semblables mycéliums, sans les spores qui se trouvent sur eux, on les prendrait pour des champignons totalement différents.

Les principales formes anormales sont les suivantes :

1° **Le mycélium** est composé de cellules **en forme de tonneau.** Il se divise au début par des cloisons plus épaisses, en cellules en forme de tonneau, qui continuent à croître régulièrement.

2° **Le mycélium en forme de conferve.** Ses cellules sont ordinairement trois fois plus longues que larges ; les cloisons en sont plus épaisses (planche XVII, fig. 125). Les branches rétrécies subitement à leurs bases se développent ensuite régulièrement. Quand les filaments sont trop ondulés, le mycélium présente un tableau plus étrange encore.

3° **Mycélium vésiculaire.** Tandisque le mycélium aux cellules en forme de tonneau est gonflé régulièrement, celui-ci se compose de cellules courtes, presque quadrangulaires d'une longueur de 6 à 8 ou 10 μ, mais elles présentent des proéminences latérales qui forment de véritables vésicules (planche XVII, fig. 126). Au point de vue morphologique ces vésicules équivalent à des branches (figure 126_2). La preuve, c'est qu'elles peuvent produire de nouveaux rejetons vésiculaires ou même des branches par cloisonnement. Les vésicules voisines sont souvent en contact, mais sans entrer en communication directe entre elles. Les branches vésiculaires concourent autant que les autres à la formation des pycnides.

Certaine forme du mycélium vésiculaire est pliée, courbée et ressemble aux Algues du genre Bolbochaete ou Coleochaete.

On trouve également dans les baies du mycélium en forme de Conferve; les tiges les plus âgées se développent ordinairement ainsi.

On ne peut apercevoir le développement des suçoirs sur le mycélium cultivé, ni même sur celui qui s'est développé dans les organes de la vigne.

Le contenu des tiges de mycélium trop âgées disparaît ou sert à la formation de branches nouvelles, ces tiges sont très larges (18 μ), repliées d'étrange façon et leurs membranes s'épaississent parfois considérablement en correspondant aux ondulations. Ces parties de tiges se forment aussi par suite de la réduction du thalle (planche XVII, fig. 127).

Les branches apparaissent surtout sur les plus jeunes filaments, comme des proéminences digitales dans lesquelles dès leur apparition le noyau cellulaire peut toujours à être constaté (planche XVII, fig. 128_{1-2}).

Quelque soit le développement du mycélium, ses branches, en particulier les plus jeunes, s'entrelacent dès qu'elles se rencontrent et entrent en communication par des anastomoses (planche XVII, fig. 128_{3-4}).

Les parois en contact disparaissent, les corps plasmatiques se soudent complètement, de sorte qu'on ne peut retrouver trace des limites. Les noyaux des filaments anastomosés ne se sont point unis, dans les cas observés une copulation n'avait pas eu lieu.

La membrane des filaments se bleuit par un traitement à l'Eau de Javelle et au chloro-iodure de zinc.

Continuité des protoplastes. Le plasme du mycélium est toujours en communication à travers les cloisons. C'est un fait facile à observer sur des préparations bien fixées avec de l'alcool à 70 $^0/_0$ mélangé de 4 $^0/_0$ de chlorure mercurielle ou sublimé corrosif et teintes avec de l'haemateine A. I., et montées après déshydratation en baume, plus facile encore à voir sur des préparations bien fixées et traitées ensuite au chloro-iodure de zinc.

Les filaments connectifs de plasme transpercent en son centre la cloison (planche XVII, fig. 129); par exemple ce fragment de mycélium composé de courtes cellules carrées

avec des protoplastes quadrangulaires à peine éloignés des membranes, montrent clairement les communications dans l'axe de l'hyphe, même avec un grossissement de 660 fois.

Le même phénomène s'observe sans préparation préalable sur le mycélium du type Conferve, pourvu de cloisons plus épaisses (planche XVII, figure 125). Les cloisons épaisses, doubles permettent d'observer facilement la ponctuation étroite et transperçante. Ici, l'apparition de nouvelles cloisons de division est marquée au milieu de la cellule par l'arrangement des fines granulations du protoplasme.

Noyaux cellulaires. Leur arrangement est semblable à celui du mycélium développé dans les grains. Généralement, plus les filaments du mycélium sont minces, moins les noyaux sont nombreux; dans les branches d'une épaisseur de 6 μ on trouve les noyaux déjà isolés par des grands intervalles dans la ligne axiale des cellules (planche XVII, fig. 129). Les noyaux se multiplient par une division directe, les commencements des branches, les proéminences digitiformes reçoivent toujours en partage leur noyau (planche XVII, figure 128_{1-2}).

Formation des pycnides. Les cultures pures pullulent de pycnides, formées en grand nombre. Le champignon du rot livide n'est pas délicat, il produit des fruits sur du pain trempé dans du moût, sur des milieux nutritifs gélatinés et même dans le jus des grains pourris.

La formation des pycnides commence d'abord par l'entrelacement de deux ou 3 branches qui forment ensuite une spire plus ou moins irrégulière produisant par différentiation la pycnide.

Cavara[1] croyait encore que dans les foyers où les filaments mycéliens se pelotonnaient, leurs parois se dissolvaient à leur bout renflé, que leur contenu fusionnait, et que dans cette masse protoplasmique se développait alors un tissu pseudoparenchymatique composé de fort petites cellules, c'était le stroma qui donnait naissance au fruit.

Baccarini[2] se fait une juste idée de ces petits amas de filaments pelotonnés et fait remarquer qu'ils ne se dissolvent

[1] Cavara, Fr. l. c. p. 19. Planche IV. fig. 7.
[2] Baccarini. Appunti .... p. 333.

point; mais il décrit un peu différemment le développement ultérieur de la pycnide.[1]

Formation des spires. Des pycnides peuvent se former sur des ramifications de n'importe quel degré. La formation commence essentiellement par l'enroulement plus ou moins tordu des deux branches jumelles accolées ou des branches voisines du même filament. (Planche XVII, fig. 130_{1-8}.) Sur les branches qui s'embrassent l'une l'autre on ne voit aucune différence essentielle ou des différentiations en forme d'organes sexuels. *Leurs extrémités supérieures portent un long poil mince qui s'allonge très loin, phénomène que personne n'a jusqu'à présent signalé.* (Planche XVII, fig. 130_{2-7}.)

Dès que la spire en tire-bouchon est formée, les filaments produisent de 8 à 12 branchelets latéraux (planche XVIII, fig. 131), et il se forme alors un tubercule rond ou une masse ramifiée affectant différentes formes (houppe etc., planche XVIII, fig. 132).

Le mycélium ne se conduit pas toujours de la même façon. Parfois, c'est à peine si l'on peut remarquer une semblable spire recouverte, allongée, mais parfois tout le mycélium présente, pour ainsi dire, une activité fiévreuse, presque chaque filament est parsemé des premiers états des conceptacles. (Planche XVIII, fig. 133.)

Les fragments de branches formant les spires ont différentes dimensions. Ils sont tantôt très gros, tantôt très minces, cela dépend toujours du développement général du mycélium.

Les rejetons latéraux des filaments tressés se joignent et les autres filaments du mycélium concourent également au développement ultérieur. Ils croissent tout autour formant avec la spire ainsi recouverte d'une assise cellulaire continue, une pelote rondelette ou pointue, conique en son sommet. (Planche XVIII fig. 134 et 135.)

En faisant une section longitudinale de la pelote, à l'intérieur les bouts de filaments primitifs entrelacés se reconnaissent à leurs plus grandes cavités. (Planche XVIII, fig. 136_1.)

[1] Baccarini. Intorno ad una malattia dei grappoli del uva. 1886. p. 5. fig. 6–8.

La suite du développement est très rapide.

On s'aperçoit plus tard, que la pelote, homogène au début, se différencie en un appareil sporifère. Ses filaments plus serrés dans la partie inférieure, contenant plus de plasme, se ramifient rapidement et s'entrelacent d'une façon très dense. (Planche XVIII, fig. 136_2.) Cette partie n'occupe que le tiers inférieur de la pelote. L'autre partie se compose de filaments moins serrés, plus larges et moins riches en plasme. A sa périphérie les filaments se serrent et forment une enveloppe homogène. Cette pelote a environ 120 μ de hauteur, et 60 μ de largeur. Il y en a de plus grandes et de plus petites. Les pelotes développées dans les cultures pures sont plus grandes que celles que nous avons obtenues dans des cultures faites avec des tranches de baies.

Le bord autour de l'ostiole s'aperçoit très tôt. Mais l'ostiole lui-même est encore fermé, bouché par de minces poils. On peut le voir sur le dessin (planche XVIII, fig. 137_1), représentant la première section faite sur la pycnide jeune, et sur le dessin suivant (planche XVIII, fig. 137_2), qui correspond à la 4ème section de la série, montrant le tapis (qui obstrue encore l'ostiole) entouré de cellules corticales brunes.

Dans la phase suivante la différentiation de l'enveloppe s'accentue parce que ses filaments se renflent et que les cellules deviennent polygonales sous leur pression réciproque tandisque les membranes commencent à s'embrunir.

L'hyménium ordinaire. Dans la partie inférieure de la jeune pycnide, les filaments commencent enfin à pousser parallèlement et s'unissent dans un tissu délicat produisant ainsi le jeune hyménium basal ou ordinaire. La masse d'hyménium est différente selon la grandeur des pycnides. Lorsque les pycnides se développent sur les tranches de la pulpe des baies du raisin, l'enveloppe couvre souvent, presque immédiatement l'hyménium. (Planche XIX, fig. 143.)

L'hyménium annexe ou pariétal. L'enveloppe de la pycnide, le péride n'est pas lisse ; à l'intérieur, une masse de filaments épais ressemblant aux paraphyses y prennent naissance et pénètrent à l'intérieur de la pycnide. Parmi eux on en rencontre de plus courts qui forment un hyménium annexe ou pariétal, consistant en filaments sporogènes plus épais. (Planche

XIX, fig. 144—145.) Pour ne point employer le gros mot de découverte, signalons pourtant une chose toute nouvelle, importante en ce sens que le caractère du Coniothyrium Diplodiella dont a tant parlé, *à savoir, qu'il ne produit pas d'hyménium sur la voûte, disparait.*

Les cultures artificielles viennent corroborer les observations faites sur des pycnides développées naturellement, l'hyménium pariétal apparaissant souvent dans les deux cas.

Les filaments sporogènes de l'hyménium pariétal son quelquefois cloisonnés, se développent de façon irrégulière et correspondent aux excroissances du tapis du péride (planche XIX, fig. 146), c'est-à-dire aux cellules plus intérieures qui forment la couche que je viens de désigner sous le nom de «tapis». (Planche XIX, fig. 146_1.)

L'hyménium pariétal produit des spores en même temps que l'autre.

Paraphyses. Les paraphyses qui pénètrent dans la lumière péridiale, disparaissent par la suite, deviennent mucilagineuses de même que parfois aussi la couche intérieure ou le tapis du péride. Quand l'hyménium pariétal n'existe pas, le tapis se dissout normalement en mucilage.

Du mucilage se développe, même d'une autre façon.

Des préparations fixées teintes, laissent apercevoir à l'intérieur des pycnides entre les spores un mucilage solidifié en réseau qui prend les même couleurs que l'hyménium. (Planche XIX, fig. 146_{1-2}.)

Aussitôt après leur apparition, ces deux hyméniums produisent des spores et pendant que les filaments qui y pénètrent deviennent muqueux, toute la cavité se remplit de spores.

Les spores sont incolores, chargées pendant leur articulation de noyaux par les filaments sporogènes d'épaisseur égale courts ou longs, minces, arqués, pointus (planche XIX, fig. 147). (Les derniers ont une épaisseur de 1·5 à 2·3 μ et une longueur de 30 μ.)

On trouve ordinairement plusieurs noyaux dans les spores détachées. Les noyaux peuvent se multiplier même par division ultérieure; leur arrangement dans les mailles du réseau de plasme solidifié est très apparent. (Planche XIX, fig. 143_{7-8}.)

Les spores incolores renferment souvent des cristalloïdes ou masses amorphes de matière albuminoïde. (Planche XIX, fig. 149.)

Je n'ai point observé ces formations dans les spores libres, mûres et brunes.[1]

Les spores détachées continuent à mûrir et à brunir.

Les filaments sporogènes, quelle que soit leur forme, s'amincissent brusquement à leur base et poussent directement de minces hyphes «du lit»; au-dessous duquel le subicule s'est déjà transformé en pseudoparenchyme.

Les pycnides arrivent promptement à maturité et se reconnaissent surtout à l'embrunissement de l'enveloppe, c'est-à-dire des 2 ou 3 couches de cellules extérieures du péride et à la différentiation de l'orifice.

Nous avons étudié tous ces détails en des séries de sections transversales et longitudinales faites sur les pycnides à l'aide du microtome.

Développement ultérieur des cultures. Quelque soit le milieu nutritif employé, les cultures ont toujours donné le même résultat final.

Dans les cultures à gélatine, le mycélium de Coniothyrium s'est développé sous forme de grandes taches rondes renflées, aux marges plissées, et d'un beau jaune-rouge (planche XVIII, fig. 139_1). Quand la production des pycnides commence, leur couleur devient plus foncée; les taches embrunissent à leur centre et les pycnides se présentent rangées en zônes concentriques (planche XVIII, fig. 139_2).

Le développement des pycnides peut être très bien observé sur des sections faites dans des cultures de gélatine entières. La couche inférieure plus claire (planche XVIII, fig. 140) se compose de filaments fins, entrelacés en forme de touffe, c'est le thalle du Coniothyrium développé dans la masse de gélatine. Elle supporte la couche supérieure plus légère composée de filaments plus forts. C'est l'endroit où les pycnides apparaissent.

[1] BAMBEKE, Ch. van. Le mycélium de Lepiota Meleagris (Sow.) Sacc. (Coccobotrys xylophilus [Fr.] Boud. et Pat.). Mém. des Membres de l'Académie Royale de Belgique. T. LIV. 1902. 57 pp. Pl. VII. et

Sur la présence de cristalloïdes ches les Autobasidiomycètes. Bulletin de l'Académie Royale de Belgique. Classe des sciences. 1902. No. 4. p. 227—250.

M. BAMBEKE constate la présence de cristalloïdes dans les hyphes des Autobasidiomycètes.

Les pycnides développées dans la gélatine sont plus grandes, que celles produites d'une autre manière ou poussées sur leurs milieux naturels.

Les cultures faites avec du pain trempé dans du moût (dans des flacons d'Erlenmeyer) sont celles qui conservent le mieux la végétation pure du champignon, purifiée par des cultures préalables sur de la gélatine mélangée à du moût dans les boîtes de Petri.

Le mycélium cultivé sur le pain est blanc, duveté au début, puis, il se soulève en forme convexe, et se plisse en rides d'un demi-centimètre de hauteur. La surface des rides devient d'un brun-grisâtre et est parsemée de très grandes pycnides. Une semblable culture, la plus vieille, s'est conservée pendant neuf mois et est toujours productive.

Nous avons d'ailleurs continué à cultiver le rot livide sur la pulpe de grains sains.

Les baies de vigne ont été coupées en deux, ou fendues et sur les surfaces libres de la pulpe, des spores brunes mûres ont été ensemencées. Des grains conservés pendant quinze jours dans l'étuve (à $+ 25$ C°) ont produit des pycnides. Le mycélium a pénétré le grain de toutes parts et développé partout ses fruits (planche XVIII, fig. 138), même dans les lumières des cellules de la pulpe, parfois plusieurs dans la même cellule.

Le développement était du reste si intense sur les tranches de baies, que les pycnides apparaissaient non seulement aux endroits que nous venons d'indiquer, mais encore sous l'épiderme, en double couche, même à sa surface.

En faisant un retour aux cultures sur porte-objets, on peut facilement y apercevoir les jeunes pycnides, dont l'enveloppe s'est différentiée et à l'intérieur desquelles apparaissent même des spores (planche XIX, fig. 141). On peut remarquer dès l'abord, que tous les filaments de mycélium qui ont recouvert la pycnide, sont unis par des anastomoses et forment, autour de la pycnide, un véritable réseau. Ces filaments jaunissent ensuite.

Une semblable culture sur porte-objet est parsemée de petites pustules qui commencent à jaunir, ce sont les jeunes pycnides (planche XIX, fig. 142).

Elles finissent par se répandre sur toute la culture et atteignent parfois des dimensions considérables (400 μ de diamètre) quand elles reçoivent constamment une nourriture nouvelle.

On peut conserver de semblables cultures sur porte-objet pendant des semaines et développer par une nutrition constante, une grande partie des spires nouvelles. Naturellement, par suite du riche développement de mycélium, une partie considérable est supprimée par les nouvelles couches qui se forment au-dessus d'elles.

Ces cultures augmentent facilement par la germination immédiate des spores des pycnides qui se sont formées sur elles. *Ainsi, des générations nombreuses peuvent se succéder sur le porte-objet si l'on procède avec soin.*

En semant les spores des pycnides qui ont été produites sur le porte-objet, j'ai obtenu de nouvelles cultures pures. On pouvait remarquer dans les spores en germination une ou plusieurs globules refringentes (planche XIX, figure 150). Leur développement correspond exactement à celui des spores produites dans leur milieu naturel. Mais le mycélium était plus embranché et ses filaments plus tordus ; le tout avait généralement un développement plus riche (planche XIX, fig. 151).

Appareil conidien. Sur les bords des cultures vigoureuses apparaissent des filaments droits remplis de plasme dense. Sur les côtés de certaines tiges, des branches latérales pointues se sont développées (planche XIX, fig. 152). Ce sont les conidiophores non encore décrits, puisque ceux de PERRAUD sont tout autre chose.

Ils sont d'ordinaire très minces (3—6 μ), ils poussent des branches latérales qui, en s'allongeant forment à leurs extrémités des conidies (planche XIX, fig. $153_{2,3,4,6}$).

Les branches latérales produisent souvent de fausses verticilles (planche XIX, fig. 153_5). Parmi les conidiophores on en trouve certains dont le bout est arrondi. Sur leurs côtés poussent des cellules ovales, ou piriformes dont j'ai déjà parlé précédemment. Dans les cellules ainsi détachées on aperçoit toujours un noyau (planche XIX, fig. $153_{3,4}$). Je n'ai pas pu poursuivre la germination de ces formations.

VIII. CHAPITRE.

Dégât des grappes.

Différents modes d'infection de la grappe.

En étudiant l'apparition du rot livide sur les grappes de la vigne, j'ai constaté que relativement à l'endroit de l'infection, la maladie se présente de quatre manières:

1. *La maladie peut se présenter sur la pédicelle de la grappe.* Le mycélium se répand ensuite dans les tissus de rafle, pénètre dans les pédoncules, s'y développe et parvient même jusque dans les baies qu'il dévaste.

2. *L'infection peut atteindre la rafle elle-même*, c'est-à-dire une branche latérale de l'inflorescence et se développer à partir de cet endroit aussi bien, que si elle avait pris naissance sur la pédicelle.

3. *Il peut arriver que les pédoncules soient seuls infectés ;* en ce cas, il n'y a que les grains supportés par les pédoncules qui tombent malades.

4. *On rencontre une infection* à l'endroit où la baie s'articule sur son pédoncule, *soit sur l'articulation de la baie.*

5. Reste l'infection de la baie, quand la maladie n'attaque que le sommet ou les bords du grain. *C'est l'infection des grains proprement dite.*

Naturellement on ne saurait suivre rigoureusement cette classification dans tous les cas, parce qu'il se produit parfois une infection composée c'est-à-dire se rapportant à la fois à plusieurs modes.

Cavara[1] a déjà fait remarquer que la maladie se présentait ordinairement sur la pédicelle de la grappe et qu'elle pénétrait

[1] Cavara. Intorno all disseccamento dei grappoli. p. 15.

fort rarement par les grains. PRILLIEUX[1] n'attache également d'importance qu'à l'infection par la pédicelle. C'est BACCARINI[2] qui le premier a signalé l'importance de l'infection par la cuticule des grains, mais il *n'est pas parvenu à montrer le mode de pénétration des tubes germinatifs à l'intérieur.*

1. Dégât de la pédicelle.

Examinons tout d'abord le cas le plus fréquent, et comme point de départ la structure de la pédicelle saine.

Pédicelle du cépage Mustos fehér (Vitis vinifera) au commencement du mois d'Août. Les groupes des faisceaux libéro-ligneux dans la jeune pédicelle (d'une épaisseur de 3 mm.) sont séparés par les rayons médullaires très larges (de 3 à 4 couches). Le développement de la partie ligneuse est différent, car j'ai remarqué qu'un côté de la pédicelle se lignifie plus tôt que l'autre.

Les cinq faisceaux primaires sont dès lors divisés en 2- 3 parties et forment avec les faisceaux secondaires, produits de l'activité de l'assise génératrice interfasciculaire, un anneau composé d'environ 19 groupes ligneux.

Sur le côté intérieur qui se lignifie le plus vite, on rencontre auprès des éléments primaires du bois, *des éléments fibreux étroits, à membranes épaisses, disposés en 7—8 files radiales.* Les vaisseaux ligneux qui se présentent entre eux, se distinguent à peine des autres éléments, par leur lumière de plus grande dimension (planche XX, figure 162).

Le liber criblé est également plus volumineux; sur ses bords, des fibres libériennes commencent à apparaître, tandisque sur le côté le plus faible, *la partie criblée est plus* étroite et les fibres font défaut.

Sur le côté extérieur moins lignifié de la pédicelle, les éléments ligneux qui font suite aux éléments primaires, ont encore une *lumière toujours très large et des membranes non épaissies.*

[1] PRILLIEUX. Raisins malades. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences CIV. 1886.

[2] BACCARINI. Appunti per la Biologia del Coniothyrium Diplodiella (Speg.). Sacc. Malpighia II. 1888/9. p. 329.

Ce développement partiel dépend probablement de la radiation différente et des exigences mécaniques.

Il est remarquable que sur le côté moins lignifié l'appareil mécanique périphérique c'est-à-dire *le collenchyme forme une zône beaucoup plus large,* qui sert, en tous cas, de contre-poids *à la faiblesse des éléments ligneux.* Le collenchyme a ici, en moyenne 9 couches, les cellules ont des lumières très larges, d'un diamètre de 40—56—64 μ et une longeur de 200—240 μ, elles sont prosenchymatiques et présentent un cloisonnement intense. Toute la zône a une largeur de 400 μ tandisque sur l'autre côté plus lignifié, la zône de collenchyme (coll.) n'a qu'une largeur de 240 μ et le diamètre des cellules n'est que d'environ 24 μ (planche XX, figure 162).

Sous l'épiderme, court une couche de parenchyme vert qui peut avoir par endroits une épaisseur de 2 à 3 rangées, composées *sur le côté le plus fort de cellules plus étroites et sur le côté le plus faible de cellules plus vastes.* Certaines cellules récèlent des raphides.

Sur l'épiderme, on aperçoit des glandules perlées. Il y a de la chlorophylle non seulement dans les rayons médullaires et corticaux, mais encore dans le parenchyme médullaire; tandisque l'on ne rencontre d'amidon en grande quantité que dans la moëlle et les rayons médullaires. Les vaisseaux ligneux sont oblitérés par des thylles, aux minces membranes.

Ainsi, le côté extérieur de la pédicelle, exposé à une plus grande tension, est moins lignifié, aussi les rayons médullaires et le collenchyme sont-ils mieux développés et formés d'un nombre de couches plus considérable. Ici, les éléments sont plus vastes, les parois plus minces, c'est le côté où la maladie peut le plus facilement attaquer; aidée par les glandules perlées, l'eau qui transporte les spores pouvant les y déposer.

Dans les pédicelles indemnes au mois de Septembre, les tubes criblés larges de 16 μ sont encore remplis et les plages criblées sont fermées par suite du développement du call.

Corrélation. La structure anatomique des deux moitiés de la pédicelle correspond aux exigences mécaniques auxquelles chacune d'elles doit se soumettre. La partie ligneuse du côté extérieur le plus fortement tendu est faiblement développée;

ainsi *la résistance à la tension de ce côté* est déterminée par le collenchyme plus volumineux, *le côté intérieur se défend contre la compression,* au moyen de son bois fort qui s'est plus tôt lignifié, sa zône de collenchyme demeurant plus étroite que dans le côté correspondant.

Zône de maturité. Sur la partie qui s'accroche, c'est-à-dire à la base de la pédicelle normalement développée, on peut apercevoir la zône de maturité. Elle est de différente longueur (en moyenne 2 cm.), et sa couleur est la même que celle du sarment bien aoûté. Elle brunit, devient ligneuse, et son écorce se dessèche lentement, tandisque les autres parties de la pédicelle et de la rafle entière restent encore vertes (planche XX, fig. 154).

Dans la zône de maturité la pédicelle *s'amincit souvent et se resserre comme un col,* ce qu'on observe fort bien sur les pédicelles d'Aramon (planche XX, fig. 159_1), c'est alors, en cet endroit, que le détachement a lieu, quand la pédicelle de la grappe atteinte ne peut plus supporter le poids de la grappe. Le détachement se fait très vite sur l'Aramon, même quand la maladie n'a pas encore éclaté sur la grappe, de sorte que nombre de grappes infectées qui paraissent être encore indemnes, sont tombées par terre. Autrement dit, une infection peu considérable peut suffire à déterminer le détachement d'une pédicelle de faible structure.

L'expérience a prouvé que l'infection se fait généralement sur la partie de pédicelle *qui suit la zône de maturité*. La situation des grappes nous en donne l'explication.

1. Si la grappe est suspendue perpendiculairement, la pédicelle s'amincit comme un col; ses tissus, et en première ligne l'épiderme, trop tendus dans cette zône d'allongement (col), présentent pendant la période de sensibilité moins de résistance aux spores (planche XX, figure 159_{1-2}).

2. Si la grappe est suspendue de côté, la partie de la pédicelle située au-dessous de la zône de maturité se courbe, un des côtés est comprimé, tandisque l'autre est trop tendu, les tissus et surtout l'épiderme s'y allongent comme dans le premier cas, et la pédicelle s'en trouve affaiblie (planche XX, fig. 155).

Dévastation de la pédicelle. La pédicelle attaquée par le rot livide dépérit complètement. Le processus ressemble à celui de la dévastation des pousses vertes.

Dans les pédicelles encore jeunes et non lignifiées de cépages *Mustos fehér, Kövi dinka* (Vitis vinifera) on trouve de 15 à 19 groupes de faisceaux, mais plus tard, quand la maladie apparaît, on peut distinguer dans la zône des faisceaux 30 groupes, séparés les uns des autres par les rayons médullaires de différente largeur. Le liber entoure le bois comme d'un bandeau brun rougeâtre, formé de cellules collabées et le long duquel la cohésion cesse très facilement. Sur le côté extérieur, on peut apercevoir des îlots de fibres libériennes, composés de grandes cellules, ils sont jaunes, parfois réunis en un anneau presque fermé. Les cellules du collenchyme sont complètement comprimées et forment une zône brune-jaunâtre, qui est plus claire que le liber. Ainsi donc, les fibres de sclérenchyme sont situées entre une zône de couleur brune-jaunâtre et une autre brune-rougeâtre.

On n'aperçoit pas ici de formation de liège ou phellogène. La moëlle et les rayons médullaires contiennent relativement peu d'amidon, tandisque le liber et le collenchyme en renferment beaucoup. Il n'en existe point dans les cellules du bois et du sclérenchyme. Les vaisseaux ligneux sont remplis de gomme jaune.

Sur la surface de la pédicelle les pycnides saillantes sont placées tout près les unes des autres.

La dévastation de la pédicelle se reconnaît à l'extérieur, par le desséchement de l'écorce (en formant des sillons), qui se comprime, se fend, et au liber qui forme des cavités, tandisque la moëlle se comprime.

En se desséchant, la pédicelle s'aplatit, se fascie, ou se dessèche en forme de prisme triangulaire.

Sphaerites. Des préparations montées dans la glycérine, présentent dans l'écorce des sphaerites de saccharose.

Dans l'écorce des pédicelles malades conservées dans l'alcool, le sucre se dégage également en abondance, si bien que l'écorce est parfois remplie de sphaerites de sucre de canne. En outre, des sphaerites apparaissent dans les rayons médullaires, quelquefois même dans la moëlle et dans les éléments ligneux spiraliques.

Pédicelle malade d'Aramon. La dévastation ressemble à peu près aux autres, mais son collenchyme très fort est extrêmement gonflé.

On voit de très beaux sphaerites dans l'écorce, dans le collenchyme et dans les éléments ligneux primaires, même dans les fibres du sclérenchyme de sections faites le 11 et le 27 septembre (1901) et conservées dans la glycérine.

Un trait caractéristique dans les pédicelles d'Aramon consiste dans la grande largeur de leurs fibres sclérenchymatiques (d'un diamètre de 40—56 μ) et dans les rayons médullaires composés de cellules très larges et d'une grande lumière (diamètre 40 μ) (planche XX, fig. 160), ce qui explique sa faible résistance mécanique. On a trouvé de l'amidon dans la moëlle et les rayons médullaires de la pédicelle malade, mais l'écorce était vide.

Pédicelle malade et pousse-mère. A) *La pédicelle malade détermine bien souvent la maladie de la pousse elle-même* (planche XX, fig. 158). Remarquons que Foëx et Ravaz[1] ont encore cru que le mycélium pénétrait dans les pousses toujours par la pédicelle et que c'était ainsi que la pousse tombait malade. Voir ce cas dans la figure 158. La pédicelle et même toute la rafle desséchée était parsemée de petites pustules noires, c'étaient les pycnides mûres. Les baies étaient également desséchées.

La maladie s'était répandue à travers la zône de maturité sur la pousse-mère, et l'avait rendue malade au-dessus et audessous du noeud. Il en avait été de même de la pousse opposée qui avait été infectée de telle façon que son mérithalle inférieur était tombé malade. Cette pousse latérale opposée a été raccourcie en son 4ème mérithalle, pendant le rognage, et cette partie était également tombée malade, par suite de *l'infection extérieure*, produite par la plaie ouverte.

B) *La maladie est ordinairement limitée à la base de la pédicelle malade* et ne se répand pas plus loin. La figure 161 (planche XX) en fournit un bel exemple. La pédicelle desséchée couverte partout de pycnides est résistante, élastique, sèche et tient fortement au sarment. A sa base, la pédicelle s'enfonce dans un coussin qui se relève en forme de bouclier et porte des raies radiales d'un brun-rougeâtre. Quant à la partie répandue sur le sarment, elle est entourée d'un large bord noir (planche

[1] Foëx et Ravaz. Sur l'invasion du Coniothyrium Diplodiella en 1887. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. CV. p. 885.

XX, fig. 161_1). Le sarment lui-même est d'une belle couleur brune, mûre. Sa moëlle est brunâtre, compacte, son bois vert. La moëlle de la pédicelle sèche est d'un brun cendré, et présente des cloisons. Son bois est complètement sec et sans vie. La pédicelle et la rafle elle-même sont parsemées de pycnides qui granulent leur surface. La rafle, dès sa première ramification est fasciée. Ainsi, la maladie a-t-elle été limitée à la base de la pédicelle, si bien que la feuille opposée et le bourgeon ont un développement régulier et ne révèlent en rien des traces de maladie.

2. Infection sur la rafle elle-même.

C'est un fait qui se *produit très souvent*, et ne tient pas aux mêmes causes que dans le premier cas. La maladie est déterminée par une forte infection locale, c'est-à-dire par la pénétration d'un grand nombre de spores, ce qui n'empêche pas les autres parties de la rafle de demeurer indemnes, quoique leur sensibilité ait été aussi grande au moment de l'infection.

a) **Infection estivale**. La rafle est infectée très tôt sur les jeunes grappes après la floraison. Le 22 Juin 1901 nous avons constaté qu'un grand nombre d'inflorescences étaient infectées et que par suite les jeunes grains étaient détruits (planche XX, fig. 156, 157).

Un autre exemple est consigné dans la figure 163. La rafle de la grappe ayant déjà des grains de 5 mm. présente des infections en 3—4 endroits, infections qui se propagent par les branches et les pédoncules de sorte que les grains tombent malades (le 18 Juillet 1902).

L'extrémité inférieure pointue de la grappe est également atteinte. *On peut, grâce à ces figures* (156, 157 et 163 de la planche XX) *reconnaître, de très bonne heure, la maladie, rechercher les grappes contaminées et les brûler.*

Cette infection estivale correspond à la première invasion et peut produire assez de spores pour déterminer, par la suite de nouvelles infections.

b) **Infection automnale**. Je désigne sous ce nom l'infection qui se produit avant l'aoûtement. Il est très probable que la rafle conserve en partie sa sensibilité même pendant l'aoûtement.

La grappe de Kövi-dinka recueillie le 7 septembre en fournit un bon exemple (planche XXI, fig. 172). L'une des fourchettes de la rafle est tombée malade sur la tige supérieure (1), et de là, la maladie s'est répandue sur toute la branche en touchant tous les pédoncules et en gâtant ainsi tous les grains. Tandisque l'autre branche à droite (2), ou l'autre ramification supérieure (3) est complètement indemne, ses grains n'ont été affectés qu'indirectement par les grains malades de la fourchette contaminée, c'est ce que montre l'endroit de la branche 2 désigné par *.

3. Infection des pédoncules.

Elle peut se produire de façon complètement indépendante, quand l'eau qui coule rapidement sur la rafle ne s'arrête que sur les pédoncules et y dépose les spores qu'elle entraîne. Les grains tombent également malades par la suite.

Je traiterai, au chapitre IX «des Infections artificielles» l'autre forme d'infection produite par le rassemblement des spores sur la couronne du pédoncule, qui détermine directement la maladie des grains, et éclate à la base de la baie.

4. Infection au sommet des baies.

V. au Chapitre IX Expériences d'infections.

Explication des différents modes d'infection.

Les cas dont il a été question jusqu'ici peuvent être expliqués par les différents modes de dépôt des germes ; car les germes peuvent :

1° être apportés sur la vigne directement par les courants d'air, par les vents,

2° être introduits par une *pluie tombant obliquement,*

3° tomber perpendiculairement sur la vigne, pendant une *accalmie,*

4° être lavés par *une pluie lente* et tomber presque perpendiculairement sur la vigne.

Mais quel que soit leur mode d'arrivée, les germes ont besoin, pour se développer, d'humidité. Elle leur parvient soit

immédiatement par l'eau liquide, soit par la rosée liquéfiée soit par l'air saturé de vapeurs.

Mais s'ils sont emportés avant de germer. ou même pendant leur germination, par une pluie ou une rosée trop abondante, ils continueront à germer ou à se développer là où une fois déposés, ils rencontrent assez d'humidité.

S'ils sont tombés sur la vigne et arrêtés par le feuillage, l'eau les emporte lentement et en coulant de feuille en feuille, de sarment en sarment les amène jusqu'à la pédicelle.

A) *La pédicelle est arquée* et l'eau en ruissellant jusqu'à *la partie culminante de la courbe s'y amasse* pendant un certain temps et s'évapore sous l'action de la chaleur. Les spores germent pendant ce temps ou si pendant leur trajet elles ont déjà germé, elles produisent le 1er cas d'infection caractéristique: l'infection de la pédicelle.

B) *La grappe est suspendue perpendiculairement.* La goutte court vite sur toute la longueur de la pédicelle (si le courant suspendu venant du sarment est fort, tandisque si le courant est faible l'eau coule doucement, dépose çà et là des spores) et se répand ensuite (dans les deux cas) sur toute la rafle, laissant partout des spores, surtout quand il fait chaud et quand l'évaporation s'opère vite. C'est le deuxième cas ou *2. l'infection de la rafle.*

C) *L'eau qui découle trop vite* ne peut se vaporiser assez rapidement pour déposer partout des spores, elle ne les laisse que sur les pédoncules parce qu'elles y sont retenues par les grandes pustules qui s'enliègeront dans la suite; et, en ce cas, ni la pédicelle ni la rafle ne tombent malades, mais seuls les pédoncules sont infectés. *C'est le 3ème cas, l'infection des pédoncules.*

Évidemment la quantité d'eau, la température qui règle l'évaporation et qui est un facteur indispensable d'une germination fertile, la période de sensibilité des parties en question, c'est-à-dire du pédoncule, de la rafle et de la pédicelle jouent un rôle important, car, en ce cas comme dans les autres, l'infection ne saurait avoir lieu que si l'on trouve réunis les facteurs ci-dessus indiqués: humidité, température et sensibilité nécessaire.

Le feuillage joue également un rôle considérable, car il retient sur sa surface, la plus grande partie des spores qui continuent leur route au moyen de la pluie ou de la rosée.

L'eau par suite d'une élévation subite de la température et de la position du limbe en question s'arrête par endroits, et les spores qu'elle contient y produisent l'infection. (V. les cas de Jabuka, de Nyitra etc.)

Infection par contact. C'est sur les grains que l'infection peut parvenir le plus facilement, directement par contact du dehors, au moment de la veraison, parce que le revêtement de cire est enlevé par le frottement réciproque des grains sains et malades tout le long des raies microscopiques; enfin, l'épaisseur de la cuticule, est également un régulateur naturel, dont le rôle est important.

Au moment de la veraison, la structure chimique des grains a aussi changé, les principes sucrés augmentent, fait qui mérite de retenir l'attention.

La pédicelle et la rafle elle-même n'ont pas une couche de cire aussi considérable; c'est pourquoi, les spores germant peuvent y pénétrer plus facilement, leur structure est beaucoup plus faible que celle de la pousse-mère dont elles proviennent et leur époque de sensibilité convient davantage aux conditions requises par le rot livide pour se développer.

Il faut encore compter avec d'autres agents extérieurs, qui affaiblissent véritablement la vigne et la rendent plus susceptible, que ne le donnerait à penser l'état hystiologique des organes en question. Par exemple, l'élèvement ou l'abaissement de l'eau dans le sous-sol, trop de sécheresse ou trop d'humidité, de trop grands écarts dans la température, dans l'air ou dans le sous-sol, tout cela influe énormément sur le développement des racines et par suite sur la nutrition de la souche et son état de santé.

Il faut encore compter avec les agents mécaniques, par exemple la grêle: 1. Elle peut affaiblir les tissus, aux points atteints et faciliter ainsi la pénétration des tubes germinatifs des spores.[1]

[1] BELLI, C. M. Chemische, mikroskopische und bakteriologische Untersuchungen über den Hagel. Hygien. Rundschau 1900. Nr. 24.

BELLI a prouvé que les glaçons peuvent contenir des germes végétaux. Il a compté dans un centimètre cube d'eau provenant de glaçons, 140 germes.

2. De plus, elle peut comprimer les spores dans les blessures et déterminer une grande dévastation des grains. 3. La grêle facilite également l'infection qui sort de la terre.

La dévastation des baies après la grêle est un fait connu depuis longtemps.

DUFOUR cite quelques lignes extraites de l'ouvrage de REYMONDIN[1] paru en 1798 conseillant de *retrancher la partie malade*, attaquée par les glaçons.

D'après DUFOUR[2] le rot livide connu en Suisse sous le nom de *coître* apparaît surtout après la grêle, aussi, est-il d'avis que la maladie pénètre dans les grains par les blessures de la cuticule. La Revue de Viticulture[3] a prévenu en 1898 les propriétaires des effets dangereux de la grêle.

Dans ces derniers temps, on a découvert en Algérie[4] le rot livide après la grêle (1901) et on a constaté qu'il avait anéanti les deux tiers des raisins d'Alicante et d'Aramon et un tiers de ceux de Carignan.

Je peux ajouter en ce qui concerne la Hongrie: Sándor ADAMOVICH a évalué à 30% le dégât causé par le rot livide après la grêle tombée dans ses vignobles de Kámenitza.

Dégât des grains.

Distinguons entre une maladie lente presque chronique, et une maladie rapide (aiguë).

I. Maladie ou dévastation à cours rapide:

a) *les grains pourrissent complètement* et coulent (par trop d'humidité);

b) *leur contenu pourrit et il ne demeure que la pellicule brune, desséchée, élastique* (par une sécheresse et une élévation subite de la température suivant une grande humidité);

[1] REYMONDIN. De la maladie des raisins, suite de la grêle, et des moyens pour en diminuer les ravages. Lausanne 1798.

[2] DUFOUR, J. Notice sur quelques maladies de la Vigne. Le black-rot, le coître et le mildiou des grappes. Bull. Soc. Vaud. Sci. Nat. XXIII. 1888. p. 97.

[3] R. Le Rot blanc. Revue de Viticulture. X. 1898. No. 242. p. 163.

[4] CATTA, J. D. et MAIGE, A. Sur l'apparition du Rot blanc (Charrinia Diplodiella) en Algérie. Comptes Rendus de l'Acad. des Sciences. CXXXIII. 1901. No 10. 2 Sept. p. 444—445.

c) *les pycnides ne sont pas* ou ne sont *apparues* que de place en place, *mais le grain se ride et se dessèche.* La grappe ne perd point ses grains, mais ils deviennent plus tard 1. *couleur de rouille* ou 2. *semblables à du parchemin, blanchâtre, argenté et scintillant,* par suite de l'air qui pénètre sous la cuticule soulevée vésiculairement. (Dans le cas d'une grande élévation de la température pendant une sécheresse).

II. Maladie ou dévastation à cours lent.

a) *Les grains subissent successivement plusieurs changements de couleur, ils demeurent turgescents, mais leur contenu est visqueux puis aqueux. Ils finissent par brunir et par être parsemés de petites pustules.* Voir la phase 1 à 6 (quand la température est chaude et humide). Dans les cépages à grains rouges ou bleus on peut ramener ces six phases à trois.

b) *Les grains se développent de la même manière, mais finissent par noircir.* Voir la phase 1 à 7 (température constamment très chaude et humide).

La premier cas *a)* du groupe II, et le troisième cas *c)* du groupe I est le plus fréquent. Je m'occuperai à présent tout spécialement de ces deux cas qui sont les plus caractéristiques.

A) Dévastation lente des grains.

En prenant comme base un grain sain on peut distinguer 7 phases dans les dégâts des grains blancs.

1. **Grain couleur arc-en-ciel.** (Planche XXI, fig. 165_1.)

Le grain malade se ruine du côté du pédoncule et présente des raies parallèles (3—6). A sa base il devient jaunâtre-terreux, puis sur le corps du grain apparaît une raie d'un vert-cendre, puis une raie rouge etc. On dirait un arc-en-ciel. Cette zône dévastée occupe le tiers inférieur du grain, parfois même sa moitié. C'est, sur les raisins blancs, l'état de maladie le plus caractéristique car on peut immédiatement reconnaître qu'on a affaire au rot livide.

Examinée à la loupe (planche XXI, fig. 165_{1*}), la zône malade présente une surface lisse et la peau n'a éprouvé qu'un changement de couleur.

Mais l'examen microscopique montre que l'épiderme est incolore, que les parois cellulaires des 2—3 couches extérieures

de l'hypoderme sont d'un rouge pâle, que leur contenu a changé, est devenu jaune-rose sale ou rouge-brunâtre. Les 7 ou 8 couches les plus intérieures de l'hypoderme ont été davantage attaquées, car non seulement le contenu, mais même les parois ont pris une couleur rouge-brunâtre.

Ce changement de couleur du contenu et de la membrane cellulaire est causé *par le mycélium parvenu dans la peau du grain.*

Ses filaments courent dans les méats de l'hypoderme, pénètrent en partie par les lumières des cellules et serpentent le long des cellules de l'épiderme. L'épiderme vu d'en haut, on peut apercevoir les tiges ramifiées du mycélium.

Les enzymes formés par le mycélium sont les causes directes de la dévastation du contenu des cellules de la peau, fait qu'on remarque surtout par la destruction de la chlorophylle et par la consomption du protoplasme.

Au fur et à mesure que le mycélium se développe, les changements pathologiques diminuent à partir de la couronne du pédoncule. A l'endroit où le mycélium pénètre dans le grain la peau est livide, plus loin elle est grisâtre parce que le mycélium n'est parvenu en cet endroit qu'en petite quantité, la zône périphérique est rouge-verdâtre parce que les filaments y sont à peine parvenus.

Il y a des différences, dans la couleur arc-en-ciel selon les cépages blancs ou rouges et selon le développement des grains.

2. **Grain livide** (planche XXI, figure 165_2).

Examiné à la loupe (fig. 165_{2*}), la surface du grain est lisse et de couleur jaunâtre livide. Ce changement de couleur est déterminé par *le mycélium répandu sous l'épiderme tout entier et formant une assise assez large d'environ 80 μ.*

Ainsi donc, on voit à travers la cuticule (couverte de cire granulée, luisante, et selon les cépages, incolore, jaunâtre ou jaune-vif), une large couche de filaments mycéliens incolores, *situés sur l'hypoderme dont le contenu est changé.*

Ces couches de différentes couleurs et de différentes réfringences, ainsi que les couches d'air qui pénètrent, déterminent cette couleur mat-livide singulière si difficile à dépeindre.

Examen microscopique :

1° *dans la couche du mycélium la formation de spires a déjà commencé,* ces spires pénètrent sous la cuticule commencent à se ramifier et à former de petites pelotes pseudoparenchymatiques.

2° *La cuticule est encore tendue,* et n'est encore soulevée nulle part. Vues de haut, les pelotes sont disséminées irrégulièrement, ayant un diamètre moyen de 50—80 μ.

3. Grain couleur saumon (planche XXI, fig. 165_3)

Sa surface n'est plus tout-à-fait lisse, elle présente certaines inégalités, sa couleur est d'un saumon très singulier.

A la loupe, on y remarque de très petites saillies jaune-pâle, arrondies, très nombreuses et très denses (planche XXI, fig. 165_{3*}).

A l'examen microscopique on remarque :

1° *Que la cuticule se soulève au-dessus de chaque pelote.*

2° Dans les pelotes, on constate le *commencement de la différentiation de l'hyménium.*

3° *Les cellules épidermiques* font défaut sous la cuticule vésiculaire, parce qu'elles *se pressent sous les pelotes* en arc de cercle.

4° *La formation des spores n'a pas encore commencé* sur le jeune hyménium, et l'enveloppe de la pelote ne se différentie pas encore à ce moment.

4. Grain couleur de givre (planche XXI, fig. 165_4).

Il a une couleur dont le fond est d'un rouge sale, sur lequel sont disséminées de petites pustules grisâtres.

A la loupe nous apercevons que les pustules sont plus grandes que dans le cas précédent, et ont déjà éclaté, que leur enveloppe jaunâtre est déjà fendue, et qu'en se repliant, elle laisse voir la matière blanche qui remplit l'intérieur de la pustule (planche XXI, fig. 165_{4*}).

Au microscope on remarque :

1° *que sur l'hyménium la production des spores a déjà commencé ;*

2° *que les jeunes pycnides ont fendu la cuticule et se gonflent à travers les brèches ;*

3° *que le péride s'est différentié ;*

4° *que de nouvelles pycnides se développent entre les autres*, et qu'ainsi, le mycélium ne se repose point, ne s'épuise point, mais continue à produire des fruits.;

5° enfin, on peut remarquer *que la partie supérieure de certaines pycnides pousse des rejetons* et donne naissance à une nouvelle pelote qui s'étage sur elle, c'est-à-dire qui est jumelle et beaucoup plus grande que sa soeur-aînée. Toutes ces pycnides soulèvent la cuticule de forme vésiculaire, à travers laquelle resplendit la masse blanche d'hyphes, ce qui contribue à donner au grain sa couleur de givre.

5. **Grain rugueux** (planche XXI, figure 165_5).

Sa surface est de couleur rouge pâle, tirant davantage sur la couleur de givre, et recouverte sur toute son étendue de pustules grises, très serrées.

A la loupe, on voit des pustules rondes, blanches sur un fond brun-jaunâtre sale (planche XXI, figure 165_{5*}).

L'examen prouve:

1° que les pycnides complètement développées se *sont gonflées à la surface de la baie et que le tissu fendant croît encore dans de grandes proportions autour de l'ostiole;*

2° *que l'enveloppe des pycnides* différentiée comme péride, dans l'état précédent, *commence à brunir;*

3° *que le bord de l'ostiole brunit;*

4° *que les spores jusqu'ici incolores commencent à mûrir.*

Les pycnides paraissent donc grises à la loupe, à cause des changements de couleur signalés dans les pycnides, encore presque incolores et par suite du tissu fendant.

6. **Grain gris cendré** (planche XXI, figure 165_6).

Sa surface est cendrée et très rugueuse. A la loupe, apparaissent sur un fond cendré des pustules noires, avec des bords blancs (planche XXI, figure 165_{6*}).

Au microscope, on remarque:

1° *que les pycnides sont complètement mûres, que leurs pérides sont bruns,* que la couche extérieure du péride est jaune foncé, en partie effilée;

2° *que toutes les spores sont brunes, en partie disséminées* et situées sur l'orifice des pycnides ou à leur base.

3° *que l'hyménium a disparu;*

4° *l'hypoderme du grain est complètement détruit, et a pris une couleur brun-foncé.*

7. **Grain noir** (planche XXI, figure 165_7).

Il est de couleur non éclatante, et contient encore un fluide visqueux. A la loupe sa pellicule est noire avec des pustules plates et noires (planche XXI, figure 165_{7*}).

Au microscope :

1° *les pycnides paraissent brunes-noirâtres ;*

2° *elles sont en partie vides* et ont à leur surface des spores desséminées çà et là ;

3° l'hypoderme est encore plus brun que dans l'état 6, les couches plus intérieures sont d'un brun-jaunâtre, comprimées et pourries.

Ce changement ne s'est opéré que sur les grains conservés dans un endroit humide, je n'en ai vu que très rarement de semblables, à air libre. (Planche XXI, fig. 165_{7**}.)

Mais quand cela se produit, on peut confondre cet état avec le black-rot, *cette dernière phase du rot livide n'étant pas encore connue.*

B) Grains desséchés, couleur de rouille.

Les grains complètement desséchés, ridés, à pellicules élastiques par suite d'une subite élévation de la température et d'une infection générale de la grappe ne tombent point. La pédicelle desséchée étant extrêmement forte, de telles grappes peuvent demeurer avec leurs grains sur le cep (planche XXI, fig. 168).

Les pellicules de ces baies complètement sèches (puisque le contenu succulent a dépéri et qu'on ne trouve plus que des pépins souvent atrophiés), se touchent parfois entièrement, se compriment et ne se composent plus que d'hypoderme. On reconnaît à peine les cellules, et les filaments du rot livide ont presque tous disparu.

Par la compression de la baie, les pycnides ont dépéri, leur sommet gît sur l'hyménium, les spores n'ont pas été disséminées et des Fumagines s'y sont développées. Elles peuvent aussi pénétrer dans les pycnides et y continuer à se développer.

La pellicule du grain présente des rides résultant du desséchement; ainsi, une partie des pycnides est enfermée entre les rides et les côtes, et dans la suite, on les dirait formées à l'intérieur du grain. Comme une partie du pédoncule est enfermée dans le grain, l'examen d'une semblable dévastation révèle les plus grandes singularités.

Les grains desséchés et couleur de rouille parviennent dans la terre; et les spores, surtout pendant un hiver sec, peuvent demeurer sous cette forme qui est la plus dangereuse; aussi, ne doit-on pas négliger de brûler les grappes sèches restées sur les ceps.

IX. CHAPITRE.

Expériences d'infection sur les différents organes de la Vigne.

C'est Cavara[1] qui a fait les premières expériences d'infection. Il a semé sur des grappes vertes des spores germées dans l'eau ou le moût frais. La rafle conservée en chambre humide et les pédoncules des grains furent ainsi infectés en quelques jours, tandisque les grains ne tombèrent malades, qu'en partie, et seulement au bout de 14—16 jours.

Il ne parvint à infecter directement les grains qu'en inoculant les spores germées dans les plaies faites sur les grains. L'infection des grappes sur le cep ne réussit pas davantage et il en attribue la cause à ce fait que les expériences furent faites trop tard (fin Août et Septembre), à une époque où la pédicelle commence à se lignifier.

Le Coniothyrium ne serait d'après lui qu'un parasite occasionnel ; en outre il vit comme saprophyte.

Foëx et Ravaz ont également fait des infections, mais dans le rapport présenté à ce sujet à l'Académie des Sciences le 7 Novembre 1887, il n'ont pu déterminer si l'on devait considérer le rot livide comme un parasite ou un saprophyte.

Pirotta (le 20 Août 1887) provoqua la maladie sur des grappes saines au moyen de spores, germées dans de l'eau de puits.

Fréchou (en Septembre 1887) obtint les mêmes résultats. Le deuxième jour après l'inoculation, les grains devinrent plus mous et en 4 ou 5 jours des pycnides apparurent à leur surface.

[1] Cavara. Intorno all disseccamento dei grappoli. p. 16.

Prillieux[1] (1887) a également examiné les grains infectés par Fréchou et en conclut que le rot livide est un parasite. Il est regrettable que nous ne sachions pas si Fréchou, Pirotta et Prillieux ont vraiment travaillé sur des grappes qui étaient sur le cep?

Des expériences d'infection de grappes demeurées sur le cep ont été faites par Viala et Ravaz,[2] qui ont infecté sur des grappes d'Aramon, la pédicelle, la rafle, les pédoncules et l'ovaire. En une semaine les pycnides sont apparues.

Baccarini[3] a constaté d'autre part que l'infection sur les grappes ne réussissait qu'à partir du mois de Juillet.

Ainsi, la nature parasite du rot livide ressort des recherches faites jusqu'à présent, de même que de mes observations publiées ici.

Mais j'ai la conviction que l'étude des altérations au point de vue de la pathologie cellulaire, peut seule servir de base à la pathologie végétale qu'on devrait diriger dans cette voie.

Il faut descendre jusqu'aux détails les plus minutieux en observant l'intérieur des cellules, les changements et le rapport entre la maladie et sa cause, et, outre la haute valeur scientifique de cette méthode, elle peut fournir, en même temps, au point de vue pratique, des indications fort importantes.

Infection des grains.

1° Infection du grain par des grains malades.

Le 30 Octobre 1901 j'ai mis des grains sains de Vitis Labrusca var. Isabella avec des grains malades, les premiers tombèrent complètement malades jusqu'au 19 Novembre, et je pus observer que:

1° *l'infection avait eu généralement lieu à la base du grain* (planche XXI, fig. 170), de même que dans la nature. Le grain

[1] Prillieux, Ed. Sur le parasitisime du Coniothyrium Diplodiella. Comptes Rendus de l'Académie de Sciences. CV. 1887. II. sem. No. 21 p. 1037. C'est lui qui cite les données de Foëx et Ravaz, Pirotta, Fréchou.

[2] Viala, P. et Ravaz, L. Recherches expérimentales sur les maladies de la Vigne. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. CVI. 1888. I. sem. No. 25. p. 1711.

[3] Baccarini, P. Appunti per la Biologia del Coniothyrium Diplodiella (Speg.) Sacc. Malphigia II. 1888/9. p. 328.

s'était embruni à sa base et l'infection s'était répandue sur toute la surface.

2° *en d'autres cas plus rares, l'embrunissement commença au sommet du grain,* se répandant ensuite jusqu'au bas (planche XXI, fig. 171). La pénétration avait donc eu lieu au sommet du grain. Il n'est pas impossible que dans une semblable infection, les pustules enliégées et fendues des grains ne frayent le chemin au parasite. Leur développement n'a pas encore été étudié. Je remarque seulement pour l'instant, que ces pustules prennent naissance par l'enliègement des cellules de l'épiderme, formant des ilôts circulaires, qui se fendent ensuite. J'ai souvent trouvé en ces endroits des pénétrations.

D'ailleurs, au sommet, les restes du stigmate, forment des points d'attaque très favorables, puisque en tous ces endroits, la cohésion de la cuticule est plus ou moins interrompue et qu'ainsi l'organe protecteur le plus important n'offre plus son appui.

2° Infection des grains par les spores.

Les recherches antérieures de Cavara, Baccarini, Viala etc. ont prouvé que les grains recueillis peuvent être directement infectés par les spores du rot livide.

Mais on n'a pas dit comment pénètrent les tubes germinatifs et quels changements ils déterminent dans les tissus?

J'ai fait, à ce propos, diverses expériences.

Grains infectés dans l'air humide. Des grappes de la St. Martin (cépage Kövi dinka), avec la partie de sarment qui s'y rattache ont été enfermées dans une bouteille le 14 Octobre 1901 ; elles sont demeurées fraîches pendant longtemps, parce que le bout de la pousse était dans l'eau.

J'ai alors placé sur de forts grains sains des morceaux des pycnides ; une semaine après, le 21 Octobre, les grains présentaient déjà des taches brunâtres-jaunes qui, à l'examen, révélèrent *que l'infection s'était accomplie.* Les taches jaunes se formèrent par le jaunissement et le gonflement des membranes de l'épiderme, intéressant toujours plusieurs cellules et s'étendirent généralement à partir d'un centre, dans une direction radiale.

Sur le groupe de cellules attaquées de la sorte, on pouvait ensuite voir des spores germées en pénétration. Les cellules

attaquées dépérissent, leur contenu se jaunit, leur membrane devient jaune-brunâtre. Elle se change en brun foncé, traitée par le chloro-iodure de zinc.

Cire. J'attache une grande importance au revêtement de cire granulé qui recouvre le grain de raisin (planche XIII, figure 88). La cire forme souvent par la fusion des granules, des ilôts semblables à des amibes (planche XIII, figure 89). Quand elle est fortement développée, on peut à peine distinguer à travers la cuticule les contours des cellules épidermiques. Mais où elle s'est essuyée, on les voit bien.

Par suite des blessures du grain, la cuticule se fend et on peut suivre les changements qui s'opèrent dans l'état de tension de la cuticule; des raies ondulées parallèles à la blessure la parcourent, correspondant aux rides de la cuticule délabrée. Ces endroits favorisent tout particulièrement la pénétration des spores (planche XXII, figure 173).

Les granules de cire, irrégulièrement disséminées sur la cuticule peuvent être facilement essuyées. Au microscope, nous voyons des raies transparentes aux endroits où la cuticule est complètement dénudée (planche XIII, fig. 88_1). On peut donc facilement reconnaître au microscope si l'épiderme est assez fraîche, ou si les grains ont perdu leur couche de cire par suite de frottements mutuels.

Les taches jaunes, c'est-à-dire *les pénétrations apparaissent en plus grand nombre sur les parties de l'épiderme où la cire a été plus ou moins essuyée.*

Il n'est pas superflu de mentionner que la couche de cire est très mince (planche XIII, figure 88_2), et que la cuticule qui recouvre l'épiderme comme d'une membrane homogène transparente, porte souvent les traces des contours des cellules épidermiques.

Les tubes germinatifs des spores dissolvent directement par leurs extrémités la cuticule et l'épaisse paroi extérieure cutinisée de l'épiderme. Mais en outre, les cellules voisines jaunissent, dépérissent et toutes ces transformations sont plus apparentes ici que sur l'épiderme des organes axiaux. *Les lumières des cellules gonflées disparaissent, les cellules se confondent* et forment des ilôts de 8 à 10 cellules très réfringentes à cause de leurs parois gonflées (planche XXII, figure 174).

C'est très remarquable, car je n'ai point vu de changements semblables en étudiant les pénétrations des spores.

En examinant les pénétrations dans des Études sur le Charbon, faites avec M. O. Brefeld,[1] je n'ai remarqué que le renflement des membranes de tubes qui étaient pénétrées.

Je n'ai trouvé, que par exception, un renflement de la paroi des cellules épidermiques (l. c. figure 4), mais dans ce cas, *la pénétration était ordinairement interrompue.*

2. **Grains dans de l'eau contenant des spores.** Pour éclaircir la question: *les spores disséminées dans l'eau peuvent-elles attaquer des grains mûrs?* J'ai le 24 Octobre 1901 semé dans de l'eau stérilisée, des spores de Coniothyrium et suspendu dans l'eau des grains de Chasselas blanc de 15 mm. de diamètre. Les grains étaient placés aux deux tiers dans l'eau. (Planche XXII, fig. 189_1.)

Au bout de deux jours, des filaments mycéliens apparurent au fond de la bouteille, car les spores avaient commencé à germer. Le 4 Novembre, des taches brunes se formèrent en plusieurs points de la surface du grain, d'où un mycélium était sorti. (Planche XXII, fig. 189_3.) Mais un développement de mycélium beaucoup plus abondant était apparu sur le tiers supérieur du grain non immergé, et de petites pustules blanches, commencèrent à s'y former. L'examen microscopique révélait que les taches brunes étaient les lieux d'infection.

Nous avons pu suivre directement la marche de l'infection :

1° Le tube germinatif pénétrant à travers l'épiderme se ramifie vite et pousse des branches dans toutes les directions. (Planche XV, fig. 108.) Ondulées et épaisses de 7—8—9 μ, elles pénètrent d'abord entre les cellules, puis s'acheminent dans les membranes, ou passent même par les lumières. (Planche XVI fig. 114c.) Le contenu des cellules devient très transparent et les parties de chlorophylle dépérissent les premières. (Planche XVI, fig. 114a.)

[1] Brefeld, O. Untersuchungen aus dem Gesammtgebiete der Mykologie. XI. Die Brandpilze. II. Die Untersuchungen sind ausgeführt, mit zeitweiser Unterstützung von Dr. G. von Istvánffi. 1895. Planche I.

2⁰ Le mycélium serpente ensuite dans les deux couches extérieures de l'hypoderme et envoie à peine quelques minces filaments dans les parties les plus intérieures, il s'articule (planche XV, fig. 109), par endroits en cellules longues de 12 à 16 μ, *mais de manière à ce que l'autre partie du filament reste indemne.*

Sur une section longitudinale du grain, on peut remarquer les filaments, qui rayonnent à partir du foyer de l'infection. La figure 109 de la planche XV représente un endroit où la ramification a été très abondante et où les filaments se sont répandus dans toutes les directions. Ici dans l'hypoderme, l'épaisseur des filaments est de 8 à 9 μ, leur paroi est ridée et en partie renflée. Quelques filaments, tout en s'adossant à la cuticule s'avancent en ligne droite et transpercent toutes les cellules, épidermiques qu'ils rencontrent. La cuticule, de couleur jaune a 1·5 μ d'épaisseur, les cellules de l'épiderme ont 20 μ de longueur et 8 μ de hauteur. L'hypoderme comprend généralement 8 couches.

Partie supérieure saillante du grain. Les filaments de mycélium pénétrant le grain transpercent l'épiderme, la cuticule, *sortent à sa surface libre, s'y agglomèrent et produisent des pycnides.*[1] (Planche XXII, fig. 189_2.)

La production des pycnides commence dans le sillon d'articulation, qui se forme entre la base du grain et la couronne du pédoncule. C'est ici qu'on remarque les nectaires parvenus à la base du grain. Ce coin a favorisé l'infection, la preuve en est dans la masse des taches jaunes situées sur l'épiderme, en cet endroit.

1⁰ Le 10 Novembre, des pycnides brunes apparurent en très grand nombre sur la partie du grain non immergée: elles étaient petites rondes, avec 80 μ de diamètre *et développées exclusivement sur le mycélium parvenu à la surface.* La cuticule de l'épiderme, située au-dessous d'elles était indemne et non transpercée. D'ailleurs, on peut fort bien suivre le développement des pycnides superficielles dès la formation de la première spire. (Planche XXII, fig. 181 et 182.)

[1] De l'enveloppe brune des pycnides sortent parfois des filaments articulés, semblables aux conidiophores de Monilia. (Planche XXII, fig. 180.) Ce sont peut-être des formations produites par des champignons parasites?

2° L'épiderme indemne recouvert par la cuticule épaisse de 4 μ ne se fend point, mais les cellules épidermiques elles-mêmes ne sont plus visibles, si nombreux sont les filaments de mycélium développés sous la cuticule. Ils s'agglomèrent en grosses pelotes (150 μ de diamètre) et dans les plus grandes, l'hyménium s'est développé, produisant même des spores très petites, quoique le péride ne se soit pas encore différencié.

Il résulte de cette expérience:

1° que les spores peuvent germer dans de l'eau de puits stérilisée et

2° peuvent pénétrer dans l'épiderme immergé des grains plongés dans l'eau, mais sans y produire de pycnides;

3° le mycélium grimpe sur la partie non immergée du grain et produit sur cette surface libre de petites pycnides;

4° le mycélium pénétrant de l'extérieur par le haut, ou montant par l'hypoderme s'il s'est développé plus bas dans la partie submergée, donne naissance à des pycnides aux points du grain non submergés.

Ce qui prouve que le mycélium a besoin d'air parce que dans la partie immergée, où il n'en avait pas, il n'a pu produire de pycnides.

Infection de la pédicelle.

1° **Pédicelle infectée dans l'eau.** Dans de l'eau de puits stérilisée mélangée de spores, on suspendit le 14 Septembre 1901 des grappes à pédicelles vertes. La jeune pédicelle encore verte est seule susceptible d'être attaquée par le rot livide et l'infection s'est fort bien développée.

Dans la jeune pédicelle les faisceaux ne se sont point encore unis, ceux qui se développent dans le cambium interfasciculaire sont encore très tendres.

La structure de l'écorce est très simple. Au-dessus de l'épiderme se trouvent deux couches composées de cellules rondes (de 16 à 24 μ de large et 48 à 80 μ de long), puis 4 à 5 couches de cellules collenchymatiques et à l'intérieur, du parenchyme cortical plus étendu (30 à 50 μ). (Planche XX, fig. 162.) De petits groupes de jeunes fibres sclérenchymatiques, viennent se coller sur la partie libérienne des faisceaux.

Les pédicelles étaient, dès le 21 Septembre, parsemées de taches jaunes, qui permettaient de remarquer immédiatement l'infection.

Les filaments percent à travers le collenchyme et beaucoup pénètrent par la même cellule, ils s'attachent les uns au liber qu'ils détruisent rapidement, les autres aux rayons médullaires qu'ils traversent pour se rendre directement dans la moëlle (le diamètre des cellules est de 80 à 100 μ) *et de là, dans le bois primaire.*

Les pénétrations sont faciles à reconnaître, parce que la membrane de la *cellule épidermique en question et même sa voisine est très gonflée et l'épaississement continue le long du filament en forme d'entonnoir.*

Souvent, plusieurs points de pénétration sont presque réunis, parce que les cellules voisines ont été attaquées par les spores. Après la pénétration, on peut remarquer sur les cellules de l'épiderme *la membrane des spores secondaires déformées vide et des parties du tube germinatif.* Ceci vient à disparaître également et *alors le trou se bouche complètement, grâce aux parois de l'épiderme gonflées. Ainsi, après la pénétration faite, on ne voit plus d'ouverture sur les points renflés, ce qui peut induire facilement l'observateur en erreur.*

L'orifice de percement étant bouché, l'entrée est ainsi défendue même aux autres parasites (planche XXII, fig. 191). Par endroits, les pénétrations sont très nombreuses, on en peut compter jusqu'à 35 sur un fragment d'épiderme de 0·6 mm^2 (sur une pédicelle de 1·5 mm. de large; planche XXII, fig. 190).

La paroi extérieure de l'épiderme d'une pédicelle est ordinairement assez épaisse (6 μ), mais aux endroits où les tubes germinatifs des spores la transpercent: cette paroi extérieure (planche XXII, fig. 192), et mêmes les cloisons latérales, d'ailleurs fort minces, se gonflent aussi en forme de cônes et forment des épaississements ronds ou coniques brillants.

La paroi extérieure de l'épiderme et les épaississements deviennent jaunes sous l'action du chloro-iodure de zinc, ainsi que la moëlle, les rayons médullaires du bois, le bois lui-même et les cellules sclérenchymatiques, tandisque les éléments primaires du bois demeurent incolores.

Les membranes du liber prennent une couleur rougeâtre sale, de même que le contenu de beaucoup d'éléments libériens. Le collenchyme brille d'une certaine nuance violette, les rayons corticaux et la paroi des cellules de l'écorce restent incolores.

Lorsque le chloro-iodure de zinc continue à agir, le bois qui était jaune, le sclérenchyme et la moëlle prennent une couleur jaune-or; tandisque la cloison des cellules épidermiques et les épaississements en forme de cônes deviennent bruns. On ne rencontre d'amidon nulle part, la pédicelle est vide, ce qui la prédisposait à la maladie.

2º **Pédicelle de grappe infectée à l'air humide.** On plaça le 14 Octobre 1901 sous une cloche à l'air humide, une grappe de Kövi dinka (Vitis vinifera), avec la partie de sarment y adhérant. Sa pédicelle avait été infectée par des débris des pycnides contenant des spores mûres.

Le 20 Octobre, des taches brunes apparurent sur la pédicelle. L'examen microscopique révéla que les cellules épidermiques s'étaient embrunies par groupe, que leur contenu avait dépéri, et que les cellules situées au-dessous d'elles avaient aussi souffert. En même temps, toutes ces cellules s'étaient collabées et une tache renfoncée s'était formée.

Il y avait toujours beaucoup de spores sur ces taches brunes, et, chose remarquable, la membrane cellulaire épidermique sous les spores jaunissait toujours, *même si les spores n'avaient point germé et si de la sorte, la cellule en question n'avait pas été directement blessée. Ceci prouverait que la vitalité des spores exerce un effet pernicieux sur la membrane cellulaire exposée à un air saturé de vapeur et permet de supposer que, dans l'air humide, les spores sont capables de sécréter des enzymes qui attaquent la cellulose.*

J'ai constaté, relativement aux taches brunes que la dévastation des cellules épidermiques a commencé le plus souvent autour des stomates. Il n'y a que très rarement des pénétrations sur les taches brunes.

Infection des sarments.

1. **Infection de la moëlle.** Le 11 Janvier 1902 on perça un trou dans la moëlle d'un certain nombre de boutures, à leurs extrémités supérieures, et on remplit le trou de moût mélangé de

spores brunes mûres. Les boutures furent placées dans des éprouvettes, fermées à la ouate, et y demeurèrent jusqu'au 23 Janvier.

En examinant les sections longitudinales pratiquées à l'endroit de l'inoculation, on constata que non seulement des spores, mais encore des pycnides étaient parvenues dans la moëlle.

Les spores germaient, mais elles ne poussèrent que des filaments très minces, qui continuèrent à croître dans les cellules médullaires voisines, dont la paroi jaune était déjà lignifiée. La paroi de ces cellules était devenue par suite brune-jaunâtre, mais sans montrer de gonflements. On remarquait *que dans les cellules médullaires complètement vides*, les filaments n'avaient pénétré que rarement par la partie épaissie, *mais étaient passés régulièrement par les ponctuations de la membrane.*

Les filaments souvent moniliformes étaient généralement très faibles, minces (de 2—3 μ de large), et ne croissaient ordinairement que par 3—4 couches de cellules.

Ainsi la simple dose de moût qu'on avait ajoutée ne leur permit pas de se développer plus vigoureusement dans les cellules médullaires généralement presque vides et ne renfermant point de plasme. *Les filaments germinatifs des spores qu'on avait placés au milieu de la moëlle, ne purent donc pas atteindre la partie extrême de la moëlle riche en tanin et en amidon, même avec le secours du moût ; ainsi le bois ne fut pas infecté.* Ils ont dépéri, faute de nourriture, avant d'y être parvenus. On peut donc conclure qu'avec une nutrition exclusivement saprophyte :

1° *la cellulose lignifiée ne convient pas à la croissance des filaments germinatifs du rot livide* (à défaut de protoplasme), même s'ils peuvent se servir du liquide nutritif ;

2° *Les filaments germés de la sorte, ne sont pas assez vigoureux pour transpercer directement les membranes cellulaires plus épaisses déjà lignifiées, ou pour pouvoir ensuite se développer en elles comme nous l'avons vu dans les moëlles non lignifiées des pousses vertes de Jabuka.*

3° *On peut en tirer la conclusion pratique, qu'il n'est pas vraisemblable que l'infection se produise à travers la moëlle lignifiée des boutures stratifiées.*

4° Les couches périphériques de la moëlle contiennent beaucoup de tanin qui peut fort bien servir de défense contre l'infection intérieure.

2. **Infection des sarments sur une section transversale.** Il peut être intéressant d'étudier la question suivante: Quels tissus du sarment aoûté permettent la pénétration des filaments germinatifs du rot livide, c'est-à-dire les sarments coupés transversalement peuvent-ils être infectés directement du dehors par les filaments, qui se développent sur le plan de section et sur leur écorce?

A cet effet, on plaça des morceaux coupés de sarments aoûtés, dans du moût, mélangé de spores mûres, le 11 Janvier 1902 (à une température de 25 C°). Les spores ne tardèrent pas à germer et, au bout de deux jours, de petits flocons de mycélium apparurent.

Je constatai, à l'examen, que les filaments germés pénétraient généralement dans les vaisseaux ligneux ouverts, quelques autres dans les rayons médullaires, mais sans continuer à s'y développer. Le sarment coupé ne fut pas dans ce cas infecté.

Infection des racines adventives.

Des morceaux de sarments poussant des racines adventives furent placés dans du moût mélangé de spores brunes et conservés à une température de 25 C°. Les spores germèrent en deux jours, et développèrent un mycélium abondant.

Une partie des spores germa sur les racines adventives, et perça directement leurs tissus. La plupart des spores étaient située à l'extrémité de la racine, couverte d'une coiffe mucilagineuse. Les jeunes poils de la racine apparurent en petit nombre, derrière le sommet de la racine à 800 μ d'éloignement.

Ils n'étaient longs que de 80 μ et épais de 8 μ, avec des bouts arrondis; et entre eux, sur les jeunes cellules épidermiques on pouvait apercevoir des perforations autour desquelles la paroi cellulaire était toujours gonflée et jaunie. Les tubes s'étaient creusés profondément dans la racine, mais sans produire de pycnides.

Infection des plantules.

1. Le 19 Décembre 1901 *nous suspendîmes dans de l'eau mélangée de spores des plantules de vigne,* dont la partie épicotyle atteignait une longueur de 8 cm. Je remarquai le 28 Décembre sur l'épiderme parsemée de taches jaunes, beaucoup de points de pénétration.

C'est caractéristique pour les pénétrations qui se présentent sur les cloisons radiales (de cellules épidermiques) de constater qu'autour du trou la membrane cellulaire se gonflait fortement (sh), que ses couches les plus intérieures ainsi que la lame moyenne étaient brunâtres-jaunâtres, les couches extérieures incolores et éloignées les unes des autres d'une façon irrégulière et ondulée (planche XXII, fig. 183).

Le dégât de la membrane cellulaire se répandait à distance, toutes les parois latérales de la cellule malade jaunissaient, et même les voisines en souffrirent et se gonflèrent aussi (planche XXII, fig. 176).

Le tube germinatif, en gonflant la membrane, s'achemine souvent dans les couches gonflées (m), se comportant ainsi comme un vrai parasite de cellulose (planche XXII, fig. 177).

2. Dans d'autres cas, les filaments germinatifs pénétraient par le milieu de la paroi extérieure de l'épiderme. Le filament développé du tube germinatif se présentait alors comme *un parasite de plasme.*

La spore germée poussait un tube court qui transperçait aussitôt (sur une longueur de 2--3 spores), la membrane cellulaire.

Autour du trou, généralement oblong, la paroi épidermique jaunissait et se soulevait vésiculairement, en imitant de grandes ponctuations aréolées (planche XXII, fig. 178 et 185—187).

Parvenu dans l'épiderme, le filament mycélien se ramifie richement, et continue à croître, en dévastant aussitôt le protoplasme partout où il entre en contact avec lui (planche XXII, figure 175). Dans la cellule représentée par la figure citée, le filament a déjà dévoré une partie du protoplasme, il se recourbe alors en arrière à gauche pour y chercher de la nourriture.

Sous l'épiderme les filaments couraient parfois à travers les méats cellulaires, 3 à 4 filaments formaient faisceau et continuaient ainsi leur chemin le long de plusieurs cellules; tandisque les autres transperçaient généralement les cellules directement (planche XXII, figure 184).

Le développement des pycnides sur les plantules ne se produisit pas, car ces plantules infectées dans l'eau, ne se développèrent plus, une fois plantées. Une plantule de pois fut aussi infectée et sur elle, les pénétrations apparurent de la même façon.

3. *Le 15 Janvier 1902* nous avons arrosé la terre de jeunes plantules de vigne âgées de 3 semaines, avec de l'eau contenant des spores brunes. Dans l'intervalle de 2—3 semaines l'infection s'établit immédiatement au-dessus de la surface du sol, et les jeunes plantules dépérirent.

4. **Infection des pousses vertes à travers le sol.** Des boutures enracinées, cultivées dans du sable, furent arrosées le 14 Mai de moût mélangé de spores brunes. L'arrosage avec du moût contenant des spores fut ensuite répété deux fois à des intervalles de 5 à 6 jours.

Les pousses vertes qui se développèrent pendant ce temps montraient des changements à leurs parties touchant le sable dès le 12 Juin. Elles commençaient à brunir, et dépérirent. L'examen révéla à leur intérieur des filaments mycéliens.

X. CHAPITRE.

Traitement par les composés cupriques et la bouillie bordelaise.

Pour la pratique du traitement contre les cryptogames pathologiques, il est indispensable d'ajouter aux recherches faites en laboratoire sur la destruction des organismes malfaisants, l'examen approfondi de leur développement, de leur mode de vie, et de leur structure la plus intime. Ce qui constituera ensemble la seule base pour l'application pratique des mesures de traitement.

Le choix des moyens de traitement dépend 1° de leurs effets sur les parasites ; 2° de leur action sur la plante.

A mon avis, on peut exiger d'un bon moyen défensif:

1° qu'il agisse efficacement sur la cause de la maladie,
2° qu'il ne soit pas pernicieux à la plante,
3° ni aux hommes, ni aux animaux domestiques,
4° qu'on puisse le composer et s'en servir facilement,
5° qu'autant que possible il ne se décompose pas,
6° qui'l ne soit pas cher,
7° qu'il soit autant que possible apparent,
8° qu'il adhère bien à la surface de la plante,
9° il est à souhaiter qu'il produise des effets généraux,
10° qu'il ne gâte pas le raisin,
11° qu'il n'empoisonne pas le moût et le crû.

Il est évident qu'un pareil remède idéal répondant à toutes les exigences n'existe point, et plus nous avançons dans la connaissance des organismes pathogènes, plus nous nous persuadons qu'on ne découvrira pas de si tôt un semblable remède.

Dans les premières années du siècle dernier, PRÉVOST[1] a prouvé que les sels de cuivre dissous dans l'eau agissaient comme un poison sur les champignons. Mais leur emploi pratique n'a été fait que par J. KÜHN[2] et MILLARDET.[3]

A leur exemple, une foule de chercheurs se sont occupés de cette question dont les sources sont très nombreuses; il suffit de citer: P. O. REVEIL,[4] F. KUDELKA,[5] I. ISIDORE-PIERRE,[6]

[1] PRÉVOST. Mémoire sur la cause immédiate de la carie ou charbon des blés. Montauban 1807. [Voir: Comptes Rendus. CI. 1885. p. 1224.].

[2] KÜHN, J. Die Krankheiten der Kulturgewächse. Berlin. 1858. p. 86. et Botan. Zeitung 1873. p. 502.

[3] MILLARDET ET GAYON. De l'action du mélange de sulfate de cuivre et de chaux sur le mildiou. Comptes Rendus. CI. 1885. p. 929—932.

MILLARDET ET GAYON. Les divers procédés de traitements du mildiou par les composés cupriques. Journ. d'Agr. Prat. I. 1888. p. 663—665., 691—694.

[4] REVEIL, P. O. Recherches de Physiologie Végétale de l'action des Poisons sur les Plantes. 1865. p. 77.

[5] KUDELKA. F. Ueber den Einfluss der Kupfervitriollösung und die Keimfähigkeit gequellten Weizens. Oesterr. Landw. Wochenbl. 2. Jahrg. 1876. Nr. 24. p. 1280.

[6] ISIDORE-PIERRE, I. Ueber den Einfluss der Wärme und des Beizens mit Kalk und Kupfervitriol auf die Keimfähigkeit des Weizens. Ann. Agron. Bd. 2. 1876. 2. Heft p. 117—181.

[7] OLIVER, PAUL. Les tavelures des Poiriers. Journal d'Agricult. Prat. 45 ann. 1881. II. p. 20—22.

[8] PHILLIPS F. C. Absorption of metallic oxides by plants. Trans. Engineers' Society of West-Pennsylvania. I. 1882. p. 280—288.

[9] DUFOUR. J. Note sur l'action du sulfate de cuivre sur la germination de quelques champignons. Landw. Jahrbuch der Schweiz. Bern. 1889. p. 97.

[10] ESCHENHAGEN, F. Ueber den Einfluss von Lösungen verschiedener Concentration auf das Wachsthum von Schimmelpilzen. Inaug. Diss. Leipzig 1889.

[11] HALSTED, B. D. Notes on Monilia fructigena and spore germination. Botanical Gazette XVI. 1891. Sept. p. 266—267.

[12] LOEW, O. Bemerkung über die Giftwirkung des destillirten Wassers. Landw. Jahrbüch. XX. 1891. Heft. 1. p. 235.

[13] HASELHOFF, E. Ueber die schädigende Wirkung von Kupfersulfat- und Kupfernitrat-haltigen Wasser auf Boden und Pflanzen. Thiel's Landw. Jahrb. XXI. 1892. Heft 1. 2. p. 263—276.

[14] GALLOWAY, B. T. Die Bekämpfung des Black-rot der Reben. Zeitschrift f. Pflanzenkrankheiten II. 1892. p. 257—258.

[15] GALLOWAY, B. T. Report of the Chief of the Division of Vegetable Pathology for 1892. U. S. Department of Agriculture. From the Report of the Secretary of Agriculture for 1892. Washington 1893. p. 215—246. 4 Plates.

P. Oliver,[7] F. C. Phillips,[8] J. Dufour,[9] F. Eschenhagen,[10] B. D. Halsted,[11] O. Loew,[12] E. Haselhoff,[13] B. T. Galloway,[14 15] C. Rumm,[16] D. G. Fairchild,[17] W. T. Swingle,[18] E. G. Lodsmann,[19] L. R. Jones,[20] Croquevielle,[21] F. D. Chester,[22] H. Droop,[23] F. H. Hall,[24] Beinling,[25] F. Müller,[26] Aderhold,[27] M. Hollrung,[28] V. Vannuccini,[29] J. E. Weiss,[30 31] W. Beseler,[32] I. Ritzema-Bos,[33] H. Hattori,[34] J. F. Clark,[35] etc.

[16] Rumm, C. Ueber die Wirkung der Kupferpräparate bei Bekämpfung der sogenannten Blattfallkrankheit der Weinrebe. Ber. d. Deutsch. Botan. Ges. XI. 1893. p. 79—93.

[17] Fairchild. D. G. Bordeaux mixture as a fungicide. U. S. Dep. of Agricult. Divis. of Veget. Pathology. Bull. No. 6. Washington 1894. p. 1 5.

[18] Swingle, Walter, T. Bordeaux mixture, physical properties, and toxic effects on Fungi and Algae. U. S. Dept. of Agric. Div. Veg. Phys. and Path. Bull. No. 9. Washington 1896.

[19] Lodsmann. E. G. The spraying of plants. New-York. 1896. p. 1—399.

[20] Jones. L. R. Bordeaux mixture. Annual rep. of the Vermont Exper. Stat. 1896. p. 88 -98.

[21] Croquevielle. Emploi du sulfate de fer pour la destruction des cryptogames parasites de la Vigne. Compt. Rend. de l'Acad. des Sciences. CXXIV. 1897. No. 8. p. 418 419.

[22] Chester, F. D. Experiments in spraying. U. S. Depart. of Agricult. Exper. Stat. Record. VIII. No. 6. Washington 1897.

[23] Droop, H. Ueber rationelle Behandlung des Weinstocks mit Kupferkalk. Winzerzeitung. 16. Dez. 1898.

[24] Hall, F. H. Spraying mixtures and their applications. New-York Agricult. Exper. Stat. 1897. Popular Edit. Bullet. 121. Geneva N. Y. 1897. p. 1—6.

[25] Beinling. Ueber das Auftreten der Rebkrankheiten im Grossherzogthum Baden im Jahre 1896. Wochenbl. d. landw. Vereins im Grossh. Baden. 1897. Nr. 18.

[26] Müller, F. Blattlöcherpilz oder Kupferkalkwirkung? Schäden der Kupferkalkspritzung an Obstbäumen. Praktische Blätter für Pflanzenschutz. II. 1899. p. 65 67.

[27] Aderhold. Altes und Neues über Wirkung und Bereitung der Bordelaiser Brühe (Kupferkalkbrühe). Weinbau u. Weinhandel 1899. Nr. 6.

[28] Hollrung, M. Untersuchungen über die zweckmässigste Form der Kombination von kupferhaltigen Fungiciden mit Seifenlaugen. Landwirthschaftl. Jahrbücher 1899. p. 593.

[29] Vannuccini, V. Osservazioni ed esperienze sulla preparazione delle miscele cuprocalciche. Bollett. di Entomol. Agrar. e Patol. Veget. VII. Padova. 1900. p. 57.

[30] Weiss, I. E. Wann tritt eine Beschädigung der Blätter nach dem Bespritzen mit Kupfermitteln ein? Prakt. Blätt. f. Pflanzensch. II. 1899. p. 40.

P. O. REVEIL a fait jusqu'en 1865 l'historique de la question, que FAIRCHILD a menée jusqu'en 1894.

Je ne puis traiter spécialement des ouvrages concernant la défense des plantes, je me borne à passer en revue les travaux qui ont, en ce sens, ouvert à la question des horizons nouveaux, et cite en première ligne les expériences de WÜTHRICH.[36] Celui-ci s'écartant de la méthode ordinaire, prit d'après H. de VRIES les équivalents chimiques pour base, dans la préparation des liquides d'expériences.

Nous savons d'après de VRIES que les effets plasmolytiques de différentes matières sont dans la proportion la plus simple, quand les dissolutions sont faites de quantités aequimoléculaires de matières à comparer.

D'après WÜTHRICH

1° les conidies de la Peronospora viticola sont les plus sensibles aux acides et aux sels métalliques, tandisque les conidies de la Phytophthora infestans, les aecidiospores de la Puccina graminis, les conidies de l'Ergot, les spores du Charbon, les urédosporés de la Rouille — sont plus résistantes, dans l'ordre où ils sont indiqués ici;

2° le chlorure mercurielle est le plus efficace, vient ensuite le sulfate de cuivre. Le sulfate de fer a, dans quelques

[31] WEISS, I. E. Die Ursachen eines schlechten Erfolges bei Bespritzungen mit Kupfermitteln. Praktische Blätter für Pflanzenschutz. III. 1900. p. 13—15., 22—23.

[32] BESELER, W. Beachtenswerte Nachwirkung von Kupfervitriol-Bespritzung. Deutsche Landwirtsch. Presse. 1901. Nr. 57. p. 501.

[33] RITZEMA-BOS, J. Gebruikt gerust de bouillie bordelaise, overal waar zij voor bestrijding van plantenziekten nuttig blijkt te zijn! Tijdschr. over plantenziekt. 1901. Aflev. 3. p. 72—76.

[34] HATTORI, H. Studien über die Einwirkung des Kupfersulfats auf einige Pflanzen. Journal of the College of Science. Tokyo. XV. 1901. Part. III. p. 371—395.

[35] CLARK, J. F. On the Toxic Properties of some Copper Compounds with special reference to Bordeaux-Mixture. Bot. Gazette. XXXIII. 1902. p. 26—48.

[36] WÜTHRICH, E. Ueber die Einwirkung von Metallsalzen und Säuren auf die Keimfähigkeit der Sporen einiger der verbreitetesten parasitischen Pilze unserer Kulturpflanzen. Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten. II. 1892. p. 16—31., 81—94.

cas, le même effet que les sels de zinc; parfois, l'effet est encore plus fort. Le carbonate de soude a peu ou point de force destructive.

Les recherches de PULST[87] ont prouvé l'importance des relations biologiques et il a tenu compte de l'accommodation des champignons contre les poisons.

D'après PULST:

1° Dans les milieux nutritifs empoisonnés, les limites de densité des combinaisons métalliques influençant encore la croissance des champignons, sont fort différentes, selon la susceptibilité particulière à chaque espèce, elles sont très basses pour le Botrytis et très hautes pour le Penicillium.

2° L'effet des métaux est en rapport avec la conduite électrolytique du fluide en question et dépend surtout de l'effet physiologique de la partie non dissociée du sel et de l'effet de la Kation en question.

3° Les moisissures sont, à des degrés divers, susceptibles d'accommodation, à un très haut degré, le Penicillium glaucum, dont l'individu même (sans produire de nouvelles générations), acquiert avec le temps, un haut degré de résistance.

4° L'accommodation peut s'accroître par l'augmentation de la quantité de poison métallique en rapport avec le nombre des générations.

5° Cette accommodation, résultant de l'habitude est — elle durable, au point de pouvoir être considérée comme héréditaire? — c'est une question dont la solution se fait attendre, — d'après les expériences, il est très vraisemblable qu'elle n'est pas héréditaire.

6° L'accommodation du champignon pour les poisons métalliques et sa capacité de développement cessent, dès que la couche membraneuse du plasme est blessée par le contact avec le poison, ce qui correspond à-peu-près à la dose mortelle.

On en vient à se demander, si la capacité de résistance contre un certain poison métallique, acquise par l'accommodation donne, dans la même mesure, une certaine résistance au cham-

[87] PULST, C. Die Wiederstandsfähigkeit einiger Schimmelpilze gegen Metallgifte. Pringsh. Jahrb. XXXVII. 1902. p. 249 250.

pignon contre un autre poison? PULST[38] pense que c'est très probable, ses expériences ont en effet prouvé que les spores des champignons accommodés au sulfate de cuivre — même en tenant compte des différences de pression osmotique — se développent plus facilement sur une solution équimoléculaire de sulfate de zinc, que les spores provenant des cultures pures, non empoisonnées, et vice-versa.

Il est bien délicat d'imiter artificiellement dans les laboratoires les conditions naturelles. C'est cependant la tâche à laquelle le savant doit s'accommoder.

Et puisqu'en ce qui concerne les observations directes, on ne peut que jusqu'à un certain point changer les méthodes, il ne nous reste qu'à examiner les agents un par un.

De semblables recherches — pour rendre possible l'observation directe microscopique — se font ordinairement au moyen d'une goutte suspendue dans une chambre humide. Les spores renfermées dans cette goutte restent en partie à la surface du liquide, ou s'amassent vers les bords de la goutte, ou demeurent au fond.

Telles sont les choses importantes à considérer pendant de semblables recherches :

1° *La tension de la surface de la goutte,* dépendant de la forme que prend la goutte d'eau et de son mode de contact avec la lamelle couvre-objet;

2° il faut en outre, en de tels examens, compter avec *la tension variable* par suite de la dissolution des matières adhérant à la lamelle couvre-objet (même la plus propre), ou de l'évaporation;

3° *de la condensation des solutions renfermées dans la goutte. Il ne suffit donc pas de déterminer dans quelle proportion un moyen chimique est capable de tuer les spores, mais il faut également tenir compte des agents physiques.*

Ils se produisent également dans la nature, et nous ne pouvons nous faire une juste idée du processus dans la nature même, qu'en les considérant de points de vue chimique et physique; incapables que nous sommes d'étudier directement

[38] PULST, C. l. c. p. 236.

même au microscope etc. l'effet du moyen ou remède sur la plante en question.

A ce point de vue sont dirigées les recherches de DUGGAR,[39] qui méritent de retenir notre attention parce qu'elles jettent un jour nouveau sur la germination des spores. Elles ont trait aux questions suivantes fort importantes dans la pratique.

Comment se fait-il qu'une grande différence physiologique s'établisse entre les spores, quand certaines germent déjà par l'absorption de l'eau, tandisque d'autres réclament à cet effet de la nourriture. Et dans ce cas la nourriture doit-elle être ou complète ou spéciale?

La germination des spores peut-elle être aidée par des combinaisons chimiques ou poisons non nutritifs, peut-on déterminer la germination au moyen de certains agents mécaniques ou du changement des conditions?

DUGGAR est d'avis que le Sodium est parfaitement superflu à la germination puisque les spores du Botrytis ont également germé dans de l'eau pure distillée (BENECKE[40] opine en faveur du Sodium, tandisque MOLISCH[41] déclare le Magnésium indispensable).

La germination, d'après DUGGAR, peut être déterminée au moyen:

1° de quelques alcools, surtout de l'alcool éthylique qui provoque la germination des spores d'Aspergille, tandisque l'alcool méthylique est moins actif (à une quantité de $^1/_{500}$ d'alcool, 50% des spores d'Aspergillus ont encore germé);

2° au moyen des acides, jusqu'à un certain degré;

3° au moyen du sulfate de cuivre. Ainsi l'Aspergillus flavus dans une dissolution de sulfate de cuivre, dilué à $^1/_{1000}$ germe dans une proportion de 0—40%, dans un dilution de $^1/_{10000}$ de 3 à 5%, et dans une dilution de $^1/_{100000}$ de 25%;

[39] DUGGAR, B. M. Physiological studies with reference to the germination of certain fungous spores. Botanical Gazette. XXXI. 1901. p. 38—66.

[40] BENECKE, W. Die zur Ernährung der Schimmelpilze notwendigen Metalle. Jahrb. f. wiss. Bot. XXVIII. 1895. p. 487—530.

[41] MOLISCH, H. Die mineralische Nahrung der niederen Pilze. Sitzungsber. d. Kaiserl. Akad. d. Wiss. zu Wien. CIII. I. p. 554—574.

4° au moyen du sulfate de fer (une dilution de $^1/_{1000}$ donne 10 à 20%, de $^1/_{10000}$ donne 10 à 20%, de $^1/_{100000}$ donne 30% de spores germées).

La germination peut être activée par la forme des gouttes suspendues, c'est-à-dire par la tension superficielle, par l'intensité de l'évaporation et par les autres forces physiques qui agissent de concert.

Les expériences de MASSART[42] et de BÜSGEN[43] ont prouvé déjà ces choses. BÜSGEN a constaté que le Botrytis, sous l'action de la tension superficielle, produisait des branches perpendiculaires à la surface. Il y a des différences en ce qui concerne *la vapeur d'eau contenue dans l'air.*

D'après DUGGAR, l'Aspergillus germe dans une atmosphère plus humide, que le Penicillium dont la limite inférieure est à un degré hygrométrique de 82—84% (LESAGE[44]).

La température influe beaucoup sur la germination. Le Botrytis, par exemple, ne germe plus à 32 C° dans l'eau, tandisque l'Aspergillus germe encore à cette température.

DUGGAR est d'avis que la *réfrigération active la germination* des spores dans certaines espèces. Les recherches d'ERIKSSON,[45] et de THIELE,[46] sur ce sujet, doivent être mentionnées. Celui-ci prétend que la force nutritive d'une certaine matière diffère selon la température. Au-dessous ou au-dessus d'une certaine température, le développement cesse. BEHRENS[47] prétend que les gelées d'hiver, loin d'anéantir les spores des parasites de la vigne, peuvent probablement les conserver.

[42] MASSART, J. La sensibilité tactile chez les organismes inférieures. Journ. de la Soc. méd. et nat. de Bruxelles. Déc. 1890.

[43] BÜSGEN, M. Ueber einige Eigenschaften der Keimlinge parasitischer Pilze. Bot. Zeitung. LI. 1893. p. 53—72.

[44] LESAGE, P. Recherches expérimentales sur la germination des spores du Penicillium glaucum. Ann. des Sci. Nat. Bot. VIII. 1895. p. 309—322.

[45] ERIKSSON, JAKOB. Ueber die Förderung der Pilzsporenkeimung durch Kälte. Centralbl. f. Bakteriologie und Parasitenk. 1895. Nr. 15., 16.

[46] THIELE, RUD. Die Temperaturgrenzen der Schimmelpilze in verschiedenen Nährlösungen. 1896. p. 37.

[47] BEHRENS, J. Kann der Winterfrost die Schmarotzerpilze der Rebe vernichten? Mittheilungen über Weinbau und Kellerwirthschaft. XII. 1900. p. 17—20.

A propos des recherches de DUGGAR, il convient de signaler que la submersion des spores peut influer sur leur germination, car les spores de certaines espèces, submergées dans le milieu nutritif, ne germent que faiblement.

La densité du liquide nutritif exerce aussi une influence.

Des spores ayant déjà germé une fois, conservées dans de l'eau distillée (Botrytis) vivaient encore — au bout de quarante jours et lorsqu'elles ont été semées, leur tube germinatif a continué son développement.

Des spores germées (Botrytis) n'ont plus continué à se développer au bout de 24 heures *si on les a conservées à sec* (voir aussi les expériences de NORDHAUSEN,[48]) tandisque, dans les mêmes conditions, celles de l'Aspergillus se sont développées même au bout de 20 jours.

Cette différence entre les formes parasites et saprophytes a d'autant plus d'importance (selon DUGGAR), que d'après les plus anciennes données de HOFFMANN[49] les spores germées ne résistent généralement pas au desséchement.

Excitants chemotactiques.

Une autre question se pose, à savoir: dans quelle mesure les différentes combinaisons chimiques activent la germination des champignons. J'estime que cette question est importante parce que, connaissant le degré d'irritabilité chemotactique des spores on pourrait une fois prédire l'infection, d'après la place et le temps.

MIYOSHI[50] a étudié spécialement ce sujet. Il a posé sur la matière nutritive de minces membranes, des épidermes ou des membranes de collodion trouées et des plaques de mica, sur lesquelles il a semé des spores.

Ses travaux l'ont amené à conclure que les champignons réagissent contre des excitants chemotactiques positifs ou négatifs.

[48] NORDHAUSEN, M. Beiträge zur parasitärer Pilze. Jahrb. f. wiss. Bot. XXXIII. 1892. p. 1—46.

[49] HOFFMANN, H. Untersuchungen über die Keimung der Pilzsporen. Jahrb. f. wiss. Bot. II. 1860. p. 267—337.

[50] MIYOSHI, M. Ueber Chemotropismus der Pilze. Bot. Zeitg. 1894. Heft 1.

Outre les préparations ammoniacales (nitrate-, chlorure-, malate-, tartarate d'ammonium), il faut encore citer comme matières alléchantes, l'extrait de viande, la peptone, l'asparagine, les phosphates (phosphate de sodium, de potassium, d'ammonium). Les principes sucrés, particulièrement la saccharose (sucre de canne), la glucose (sucre de raisin), la dextrine sont des chemotactiques positifs excitant énormément les champignons, tandisque les autres principes sucrés, la laevulose (sucre de fruits), la lactose (sucre de lait) n'agissent que fort peu ; la maltose (sucre de malt) est ordinairement neutre. Tous les acides libres organiques ou inorganiques, comme les alcaloïdes et certains sels, sont chemotactiques négatifs, c'est-à-dire ont un effet répulsif.

Les matières alléchantes agissent même quand elles se trouvent en toute petite quantité, par exemple la limite inférieure de la glucose est à 0·01%.

Son pouvoir excitant atteint son maximum de force à 2 à 5% ; à 10% la pénétration des spores cesse, et à 30% il agit à peine, les hyphes ne sont point pénétrées et à 50% l'effet cesse complètement.

Effets oligodynamiques.

On a également étudié les effets excitants des matières chimiques employées dans les dilutions les plus considérables, c'est-à-dire le rôle des excitants chimiques oligodynamiques. *La connaissance de ces effets est très importante même au point de vue pratique, parce que, sur cette base, on peut apprécier la valeur effective des moyens de traitement quand la pluie les dilue considérablement.*

Nous savons d'après HALSTED,[51]. que la seule présence du cuivre métallique dans la goutte d'eau empêche ou arrête la germination des spores du Monilia fructigena. En outre, dans les autres champignons, 1 dose de carbonate de cuivre pour 46900 d'eau empêche la germination.

Cuivre métallique. MIANI[52] s'est occupé de savoir si de l'eau chimiquement pure est capable de dissoudre assez de

[51] HALSTED, B. D. Notes on Monilia fructigena and spore germination. Botanical Gazette XVI. 1891. Sept. p. 266—267.

[52] MIANI D. Ueber die Einwirkung von Kupfer auf das Wachsthum lebender Pflanzenzellen. Ber. d. Deutsch. Botan. Gesellsch. XIX. 1091. p. 461—464.

cuivre métallique, pour que son effet soit pernicieux aux spores des champignons. Il a donc étudié les effets oligodynamiques résultant *de la présence* du cuivre métallique, ou il a digéré un morceau de cuivre pendant 1—2—3 jours dans de l'eau distillée, et c'est cette eau *contenant une solution de cuivre,* qu'il a employée pour faire germer les spores.

MIANI a constaté que le cuivre, ou l'eau contenant une solution de cuivre n'empêchent pas la germination des spores du charbon. Lorsque le cuivre est demeuré plus de deux semaines dans l'eau, la germination des grains de pollen est altérée. Mais si le cuivre n'était digéré que depuis quelques jours dans l'eau, il agit comme excitant et active la germination des grains de pollen.

Et, ce qui est encore plus remarquable c'est que la seule présence du cuivre métallique produit un effet semblable, plus le cuivre métallique est près de la goutte suspendue, plus son effet est visible (naturellement dans l'air chargé de vapeurs d'une chambre humide).

De l'action des combinaisons cupriques sur les cellules de la plante traitée et mode d'action des sels cupriques employés comme moyens de protection.

C'est là une question importante dont la valeur pratique se comprend d'elle-même, mais les recherches faites sur ce sujet n'ont point encore donné d'éclaircissements parfaits.

Mentionnons d'abord JUDSON F. CLARK.[53] Cet auteur conclut de ses expériences que la plante sulfatagée dissout également l'hydroxyde [$Cu(OH)_2$], parce que l'épiderme en dépit de sa cuticule est plus ou moins perméable aux matières dissoutes, que contient le suc des cellules (surtout au point de jonction des cellules de l'épiderme ainsi que l'a prouvé BÜSGEN).

Quand la feuille est couverte de rosée, il faut compter avec deux solutions, l'une se trouve sur la feuille, l'autre dans le suc de la cellule, et séparées par une membrane (cellulaire) plus ou moins perméable.

[53] CLARK, JUDSON F. On the toxic properties of some Copper Compounds with special reference to Bordeaux mixture. The Botanical Gazette. XXXIII. 1902. January 1. p. 26–48.

D'après Clark certaines matières dissoutes dans le suc cellulaire peuvent ainsi transsuder, et se mettre en communication avec l'hydroxyde de cuivre situé sur la surface de la plante et par conséquent le dissoudre en plus ou moins grande quantité.

Il est important de remarquer, que dans la présence de la chaux en excès, le cuivre peut exister en solution à la surface de la plante. Cette chaux en excès empêche la dissolution rapide du cuivre et défend l'hydroxyde de cuivre contre les effets dissolvants de l'ammoniaque, des nitrates et des nitrites que contient l'air.

Millardet et Gayon estiment que la quantité ordinaire de chaux suffit dans les conditions météorologiques ordinaires à préserver le cuivre de la dissolution pendant 18 jours. On ne saurait donc d'après eux admettre, que le cuivre se dissout dans la bouillie bordelaise sous l'action des agents météorologiques, puisque toutes les expériences prouvent qu'elle est efficace dès le jour du sulfatage.

Clark a résumé ainsi ses observations:

1° La dissolution de la partie d'hydroxyde de cuivre de la bouillie bordelaise qui, à air libre, exerce une action toxique sur champignons — s'opère en grande partie grâce à l'activité des spores des champignons — qui sont capables de dissoudre assez de cuivre pour amener leur destruction.

2° La quantité de cuivre nécessaire à la destruction des spores des champignons parasites n'est plus que d'une partie de cuivre métallique soluble, pour 80,000 parties d'eau (ou de rosée).

3° La plante sulfatagée est capable de dissoudre elle-même plus ou moins d'hydroxyde de cuivre qui s'est collé à ses feuilles. C'est ainsi que certains cépages sont endommagés par le sulfatage à la bouillie bordelaise.

Contrairement à l'avis de Swingle,[54] qui prétend que le cuivre protège la plante des parasites par un effet chemotac-

[54] Swingle, Walter T. Bordeaux mixture, physical properties, and toxic effects on Fungi and Algae. Bull. No. 9. Div. Veg. Phys. and Path. U. S. Dept. Agric. 1896.

tique négatif; CLARK prétend *que les hyphes des champignons ont pénétré dans les tubes capillaires, contenant des solutions de cuivre, de cobalt, de nickel, de zinc etc., comme s'ils eussent contenu de l'eau pure.*

Il essaya ensuite d'injecter la plante avec des solutions empoisonnées. Les spores dispersées sur la surface d'une telle plante ont pénétré à l'intérieur de la plante par des stomates, de la même façon que dans les expériences de MIYOSHI, où les plantes avaient été injectées de liquides nutritifs.

Bouillie bordelaise.

L'effet de la bouillie bordelaise a été maintes fois étudié. Mais il est difficile de se mettre d'accord sur ce point, d'une part, parce que la bouillie bordelaise *n'est pas une combinaison chimique, mais une composition* dans laquelle les diverses et nombreuses combinaisons qui se produisent rendent difficile une étude sur les effets de ce remède; d'autre part, parce que les expériences ont été faites *sur différentes plantes et différents champignons pathogènes.*

Il faudrait avant tout connaître exactement les combinaisons qui se produisent dans la bouillie bordelaise et faire des expériences spéciales avec chacune des combinaisons. Les procédés employés actuellement ne permettent pas d'arriver à des résultats satisfaisants.

SOSTEGNI[55] a déjà remarqué que la bouillie bordelaise renfermait une légère solution de sulfate de cuivre, quoique la bouillie soit basique. Cette solution est plus considérable quand on emploie de la chaux délayée, ou quand la poudre de chaux ou la chaux vive (CaO) a été ajoutée directement au liquide.

SOSTEGNI est d'avis qu'on peut trouver le cuivre sous trois formes dans la bouillie bordelaise; comme sulfate-basique, comme hydroxyde et comme sulfate double basique de chaux et de cuivre.

[55] SOSTEGNI, LIVIO. Sulla composizione chimica della cosi detta poltiglia bordolese. Le Stazioni Sperimentali Agrarie Italiane. XIX. 1890. Agosto. p. 129—141.

D'après Fairchild[56] la petite quantité de sulfate de cuivre dissoute (quand on y ajoute une quantité excessive de chaux changée à l'air) ne saurait expliquer l'effet pernicieux de la bouillie, effet d'ailleurs très lent (l. c. p. 14).

L'action de l'hydroxyde de cuivre renfermé dans la bouillie bordelaise bien préparée est encore inconnue sur les champignons.

L'effet de l'acide carbonique sur l'hydroxyde de cuivre de la bouillie bordelaise sèche (quand elle s'est séchée à l'air) n'est pas davantage étudié.

Fairchild pense que le cuivre reste collé à la plante sous forme d'hydroxyde, prêt à être dissous par la pluie ou la rosée et à s'étendre sur les feuilles voisines de celle où il s'est desséché (l. c. p. 13).

Millardet et Gayon pensaient que le cuivre pénétrait par la cuticule dans la feuille, mais Rumm et Fairchild ne considèrent pas la chose comme probable; il en est de même de la prétendue action excitante olygodynamique du cuivre sur le plasme qui accélérerait l'aoûtement (hypothèse de Rumm[57]).

D'après Fairchild: Des expériences faites en Amérique prouvent que la bouillie cuprique (bordelaise) quand elle ne contient point de chaux, n'exerce pas une action favorable sur les feuilles, d'où l'on peut induire que le cuivre n'a point sur les feuilles de pouvoir excitant. Fairchild ne nous apprend rien au sujet de l'action du cuivre sur le plasme, mais il considère comme probable qu'il pénètre par la couche membraneuse et empoisonne ainsi le plasme intérieur.

[56] Fairchild, D. G. Bordeaux mixture as a fungicide. U. S. Department of Agriculture. Division of Vegetable Pathology. Bull. No. 6. Washington, 1894. p. 1 - 52.

Il est singulier que Fairchild ne fasse point de distinction entre la bouillie bordelaise et les bouillies bourguignonnes.

La même chose a lieu pour «la poudre de Heufeld», qui n'est autre composition que la bouillie bourguignonne et devrait porter le nom de poudre bourguignonne.

[57] Rumm, C. Ueber die Wirkung der Kupferpräparate bei Bekämpfung der sogenannten Blattfallkrankheit der Weinrebe. Ber. d. Deutsch. Ges. XI. 1893. p. 79 - 93. et p. 445—452.

D'après FAIRCHILD les petites gouttelettes de la bouillie bordelaise sèchent sur la feuille, et laissent à leur place une petite quantité d'hydroxyde de cuivre (l. c. p. 17).

L'eau qui se rassemble sur la feuille en dissout un peu, ce qui retarde ou empèche la germination. La destruction des spores n'est même pas nécessaire; il suffit qu'il empèche la germination (WARD,[58] SWINGLE[59]). Tout dépend, en ce cas, de la sensibilité des spores. Les expériences d'ALDERHOLD[60] ont démontré aussi que beaucoup de spores de champignons résistent à l'action délétère de la bouillie bordelaise.

On attribue en ces derniers temps un effet physiologique à la bouillie bordelaise et on admet que le cuivre augmente la vitalité de la plante sulfatagée. Ce fait n'est pas encore démontré d'une façon certaine, ADERHOLD[61] pense même que ce n'est pas le cuivre, mais le fer qui joue un rôle important.

On trouve dans toute bouillie bordelaise du fer, car le sulfate de cuivre et la chaux, qu'on livre dans le commerce ne sont pas parfaitement pures et en renferment toujours un peu.

Les expériences faites par ADERHOLD avec de la bouillie bordelaise exempte de fer, ou contenant du fer, ont prouvé qu'en augmentant la proportion de fer l'effet physiologique a été plus considérable, mais la bouillie composée exclusivement de chaux et de fer avait aussi peu d'effet physiologique que la bouillie cuprique exempte de tout fer.

Aussi, il recommande, pour la pratique, de ne point composer une bouillie bordelaise exclusivement de sulfate de cuivre et de chaux, mais d'ajouter par hectolitre 50 à 100 gr. de sulfate de fer (voir les données de SAPORTA[62]

[58] WARD, MARSHALL, H. On some relations between host and parasite in certain epidermic diseases of plants. Proc. Roy. Soc. London, XXX. No. 290. p. 393 - 443.

[59] SWINGLE. Journ. of Mycology VII. No. 2. p. 150—152.

[60] ADERHOLD. Ueber die Wirkungsweise der sogenannten Bordeauxbrühe (Kupferkalkbrühe). Aus der bot. Abteilung der Versuchsstation des kgl. pomologischen Instituts zu Proskau in Ob. Schl. Centralbl. f. Bakt., II. Abth., IV. Bd. 1899. p. 217. etc.

[61] ADERHOLD. Untersuchungen über das Einsäuern von Früchten und Gemüsen. Centralbl. f. Bakt. II. Abth., V. Bd. 1899. p. 511.

[62] SAPORTA, A. de. Physique et chimie viticoles. 1899. p. 174.

et de WINDISCH[63] à propos du fer contenu dans le sulfate de cuivre).

ADERHOLD *déclare qu'il serait urgent d'examiner si l'effet délétère de la bouillie ne change point après la carbonisation.*

Les expériences sur l'action délétère de la bouillie bordelaise sur les champignons ne correspondent point à la réalité, parce qu'on a fait ses expériences avec de la bouillie non sulfatagée c'est-à-dire ne renfermant point d'acide carbonique. Il reste donc toujours à savoir: quel est l'effet de la bouillie sulfatagée sous l'action de l'acide carbonique de l'air?

L'action délétère est très restreinte (d'après ses expériences) aux premiers jours du sulfatage, mais plus considérable cependant qu'avant le sulfatage (v. aussi nos expériences); il faudrait donc réduire l'excès de chaux, à laquelle d'ailleurs on tient beaucoup actuellement, pour faciliter la carbonisation de l'hydrate de chaux et augmenter ainsi l'effet délétère après le sulfatage.

Bouillie bordelaise examinée au microscope.

La bouillie bordelaise n'a pas encore été suffisamment étudiée ainsi que le prouvent les données que nous avons relatées, et nous ne pouvons nous faire une idée exacte de ses effets.

Des recherches sont commencées à ce sujet dans notre Institut et je ne veux pour le moment que traiter deux questions principales et ce qui concerne son effet physiologique, je renvoie au XIIème Chapitre.

1° *Existe-il au microscope une différence entre la bouillie bordelaise fraîche et celle conservée hermétiquement close pendant un certain temps?*

2° *Peut-on au microscope constater des altérations dans la bouillie carbonatée?*

1° a) *La bouillie bordelaise fraîche à 2%* (planche XXIII, fig. 193a) a une belle couleur bleu ciel. Vue au microscope (à un grossiss. de 390 fois) on y distingue plusieurs composants (fig. 193b). Les plus apparents sont de petits corps irréguliers

[63] WINDISCH, K. Ueber die Beschaffenheit des Kupfervitriols des Handels. Weinbau und Weinhandel XIX. 1901. No. 17. p. 192—193.

arrondis ou anguleux réunis plusieurs ensemble (diamètre de 1 à 5 μ) et répandus d'une façon assez égale, et formés d'hydroxyde de chaux, $Ca(OH_2)$.

Le cuivre s'y présente sous différentes combinaisons dont les principales sont :

des flocons jaune vert-clair (1), granulés d'une façon grossière, renfermant probablement de l'hydroxyde de chaux ; des flocons tirant sur le bleu-vert, finement granulés (2) ; des formations vésiculaires incolores (20 à 30 × 10 μ) renfermant des corps semblables à des granules d'hydroxyde de chaux (3).

Il est donc très probable, qu'outre l'hydroxyde de cuivre il y a encore une série de sulfates de cuivre basiques.

Outre les combinaisons cupriques, on trouve quelques rares cristaux de plâtre ($CaSO_4$) formant des corps incolores semblables à une aiguille (10 × 0·5 μ).

b) *La bouillie bordelaise de quelques jours* présente un autre aspect. Les combinaisons cupriques y forment de grands flocons (planche XXIII, fig. 194), les grains d'hydroxyde de chaux sont devenus plus grands et plus rares, tandisque le nombre des cristaux de plâtre augmente.

c) *Dans la bouillie bordelaise de 3 semaines* conservée hermétiquement, on constate des changements plus considérables encore. (Planche XXIII, fig. 195.) Les cristaux de plâtre aiguille, forment des sphaerites (sph), imbibés de cuivre et devenus ainsi bleu-vert. Quelques cristaux de plâtre isolés se sont accrus (32 × 12 μ, 126 × 32 μ). Les grains d'hydroxyde de chaux sont devenus plus rares (1 à 5 μ), ainsi que les cristaux de plâtre aiguille jumeaux (15 × 0·5 μ, 35 × 0·8 μ).

On constate encore une nouvelle formation : des flocons incolores finement granulés, de carbonate de chaux, commencent à se différencier ($CaCO_3$).

2° *Dans la bouillie carbonatée, saturée par un courant d'acide carbonique,* on trouve une grande quantité de cristaux de plâtre, non seulement en forme d'aiguille, mais en forme de queue d'hirondelle ou de livre ouvert.

Les sphaerites de plâtre imbibés de bouillie deviennent verts. Il n'y a point de formation de carbonate de cuivre pur, car même pendant le dégagement, il n'y a point eu de formation

d'hydroxyde de cuivre pur, mais du sulfate basique, donnant sous l'action de l'acide carbonique, naissance à des carbonates de différent contenu sulfatique.

Dans la bouillie bordelaise carbonatée on ne peut distinguer le carbonate de chaux, probablement parce que l'hydroxyde de chaux n'a pas été dissous, mais est resté amorphe même pendant la transformation.

La composition microscopique de la bouillie bordelaise carbonatée se voit dans les figures ci-jointes:

a) *Dans la bouillie à 2%*, à côté des cristaux de plâtre-aiguille (27—30—40 × 2—3 μ), apparaissent déjà les jumeaux en queue d'hirondelle. La chaux transformée en carbonate de chaux ($CaCO_3$) examinée sous un grossissement de 390 fois, forme de petits flocons finement granulés. (Planche XXIII, fig. 196b.) Dans la bouillie desséchée et traitée par l'acide chlorhydrique (planche XXIII, fig. 197), on ne voit subsister que les cristaux de plâtre. Le changement de couleur du liquide se voit sur la fig. 196a épreuve bleu-vert.

b) *La bouillie à 3%* est plus verte. (Planche XXIII, fig. 198a.) Sa structure microscopique est la même que la précédente, mais la cristallisation de plâtre est plus abondante (fig. 198b), et plus apparente encore après le traitement par l'acide chlorhydrique (fig. 199).

Dans cette épreuve, on peut voir des éclats bleus, formés probablement de sulfate de cuivre non-dissous.

c) *La bouillie à 4% carbonatée* ne présente pas de différences appréciables (planche XXIII, fig. 200a), seules les formations de cuivre en flocons sont plus grandes (fig. 200b), le plâtre plus abondant (fig. 201).

On peut constater que dans les bouillies carbonatées le dégagement de plâtre augmente en raison directe du pourcent de la bouillie.

Bouillie sulfatagée.

On sait que l'effet des moyens employés dans le sulfatage, dépend aussi de la répartition des gouttes.

La figure 202 de la planche XXIII représente une distribution des gouttes aussi parfaite que possible.

Si l'on examine au microscope une feuille semblable (planche XXIII, figure 203), on y voit 3 sortes de gouttes: 1. les plus petites ont un diamètre de 250 à 230 μ, 2. les moyennes de 500 à 700 μ, 3. les plus grandes de 800 à 3000 μ.

Les plus grandes gouttes qui forment par leur réunion des taches, n'entrent pas en ligne de compte.

Les gouttes desséchées présentent des déchirures, sont vésiculaires, granulées, et leur partie médiane bombée finit par se détacher (planche XXIII, fig. 204).

Même pendant le sulfatage le plus dense et quand la surface de la feuille est apparemment recouverte de gouttes très rapprochées, il reste toujours des endroits non atteints par la bouillie. Par suite, les gouttes ne peuvent entourer qu'une partie des spores réparties sur toute la surface de la feuille.

Dans les figures 203 et 204 (de la planche XXIII), avec un grossissement de 20 fois on n'a pu représenter les spores.

On peut calculer, même au moyen de ces figures, que moins du quart de la surface est couvert par la bouillie et que les $^3/_4$ de la feuille demeurent complètement sans défense.

A un grossissement de 100 fois (planche XXIII, fig. 205), on voit que la goutte a éclaté en une infinité de débris, plus grands que les spores du Coniothyrium qui se montrent entr'eux. Nous remarquons par endroits des spores de Conithyrium non touchées par le sulfatage, situées sur la partie libre de la feuille.

En résumé, on peut apprécier ainsi les effets de la bouillie bordelaise:

1. Elle s'étend, lors du sulfatage, sur la moindre partie de la feuille;

2. quand elle est de nouveau mouillée (par l'humidité d'air) elle se limite aux mêmes points;

3. mais si une raréfaction de petites dimensions s'effectue (rosée, pluie lente et brève), ses gouttes s'unissent et elle se répand même sur les autres parties favorablement situées de la feuille non touchée par le sulfatage, mais;

4. en même temps, l'affaiblissement du remède a lieu naturellement;

5. par une raréfaction plus grande les gouttes découlent facilement de la feuille, il ne reste alors, dans le meilleur cas qu'un sédiment fort mince. Mais si la raréfaction est trop grande, tout est lavé et l'effet est presque nul.

Bouillies plus faibles et traitement alternatif.

Depuis quelques années, on a recommandé l'application de la bouillie bordelaise plus faible, d'après RAVAZ et BONNET,[64] celle de 2%, d'après BATTANCHON,[65] celle de 1%.

Mais il semble que les résultats espérés se sont fait attendre, car les tendances nouvelles sont au sulfatage et au souffrage alternant (voir le procédé de ZACHARIEWICZ[66]). Les viticulteurs y ont été sans doute contraints par l'insuffisance des sulfatages (incapables de tuer toutes sortes de spores) et des raréfactions des bouillies résultant des précipités atmosphériques.

Ainsi AUDISIO[67] recommande pour le traitement simultané de l'Oïdium et de la Peronospore:

1. le souffrage à la poudre sulfo-cuprique quand les pousses n'ont que 6—8 cm. de longueur,
2. le sulfatage quand elles ont 9—10 cm.,
3. le souffrage vingt jours après le premier souffrage,
4. le sulfatage peu de temps avant la floraison,

[64] RAVAZ, L. et BONNET, A. Expériences sur le traitement du mildiou faites à l'École Nationale d'Agriculture de Montpellier en 1898. — La Vigne Américaine. Série III. T. III. 1899. No. 3. p. 78.

Les auteurs affirmaient que parmi les bouillies autres que celles de cuivre, les bouillies au cadmium sont les plus efficaces, et égalent même les bouillies au cuivre. Elles sont même plus efficaces contre le Botrytis et le Black rot.

Je me contenterai de faire remarquer à ce propos que le sulfate de cadmium n'a pas donné de résultats satisfaisants dans nos expériences faites pour détruire les spores du rot-livide. (Voir le Chapitre XII.)

[65] BATTANCHON, G. De l'emploi du sulfate de cuivre à faible dose pour combattre les maladies cryptogamiques. La Vigne Américaine. 3. Série. T. III. 1899. No. 3. p. 72.

[66] ZACHARIEWICZ, Ed. Traitements des maladies cryptogamiques de la Vigne. Revue de Viticulture. XVII. No. 437. 3 Mai 1902. p. 490—494.

[67] AUDISIO, E. Memento per la lotta contro la peronospora. Giornale Vinicolo Italiano. XXVIII. 1902. No. 17. p. 198—200.

5. le souffrage pendant la floraison ou immédiatement après,

6. le sulfatage après la floraison,

7. le souffrage vers le milieu de Juillet quand les baies commencent à vérer et quand le changement de couleur commence,

le sulfatage à la fin de Juillet.

8. le sulfatage à la fin de Juillet.

Ainsi donc, règle générale, le feuillage doit être défendu constamment contre la Peronospore.

En résumant les données les plus récentes sur la question, on voit qu'il faut, du 1er Mai au 1er Août (selon les contrées même plus tôt et plus tard) pratiquer alternativement le sulfatage et le souffrage.

Mais il est préférable de faire d'abord le sulfatage. Un jour le sulfatage et le lendemain le souffrage. En ce cas, si l'on a pratiqué d'abord le souffrage et si l'on veut suivre ensuite le traitement combiné, il faut attendre au moins une semaine avant de faire le sulfatage.

Or, en ce qui concerne le rot livide, ce traitement est encore d'un résultat douteux. Voir les données de SELBY et HICKS. Il fallut donc chercher des moyens plus efficaces, capab les àtuer les spores du Coniothyrium Diplodiella.

XI. CHAPITRE.

Modes de traitement.

Je classe les moyens de traitement:

1. en directs, dans lesquels le principe efficace est tout prêt, sans me préoccuper de la forme sous laquelle il doit réexister ;

2. en indirects, dans lesquels le principe efficace résulte, de rapports ultérieurs, apparaissant plus tard, p. e. la poudre de soufre seule, ou mélangée de matières indifférentes.

On a essayé de réunir les différents effets, et un remède semblable est représenté par la composition sulfo-cuprique.

A mon avis, le seul mode efficace de traitement est le traitement fractionnel qui consiste à détruire graduellement les spores germants, résultat auquel on peut parvenir en renouvelant le traitement à de courts intervalles. Les effets se prouvent de la façon suivante: *en ce qui concerne les remèdes liquides.*

Nous administrons le remède sur le feuillage lors du premier sulfatage, en nous efforçant de le faire sous forme de gouttelettes égales et aussi petites que possible, car il est impossible de recouvrir toute l'étendue de la surface de la plante, d'une couche égale de liquide.

Les gouttelettes sont d'ailleurs toujours trop grandes, étant donné la grosseur des spores; aussi, même lors du sulfatage le plus soigneusement pratiqué ne se touchent-elles pas absolument les unes les autres, mais il demeure entre elles un espace, ce qui fait qu'une partie des spores n'est pas en rapport avec le remède, d'autant plus qu'elles-mêmes ne sont pas également réparties sur la surface de la plante.

Avec le temps, le remède protecteur se dessèche, mais il se raréfie ou se dissout de nouveau sous l'action de la rosée, ce qui permet la fusion d'une partie des gouttes.

A ce moment, la surface est recouverte, pendant quelque temps, d'une couche plus faible, mais plus également répartie jusqu'à ce qu'elle se rassemble par endroits selon la pente plus ou moins accentuée des feuilles et entraîne avec elle la plupart des spores qu'elle renferme. L'effet persiste davantage, du fait de la rosée ou de la vapeur d'eau contenue dans l'air, et les spores en contact avec le liquide ou celles qui ont été enlevées, seront immergées et noyées.

Aux endroits où le liquide ne demeure pas, ou est en trop petite quantité, les spores germent dans la rosée ou dans le moyen même.

Les tubes germinatifs des spores pénètrent dans la plante grâce aux sécrétions dissolvant la cutine et la membrane cellulaire, et peuvent causer l'infection, quand ils ne sont pas trop affaiblis.

Aussi, pour aider l'effet, faut-il répéter le sulfatage (donnant la préférence à des doses plus faibles), à intervalles plus courts si la rosée est abondante, plus éloignés si elle est peu considérable.

L'effet des remèdes, sous forme de poudre, dépend de ce que la poudre se dissout ou non dans l'eau ?

Si la poudre se dissout complètement, l'effet est celui du sulfatage ; la tenuité des parties poudrées composantes, la répartition plus ou moins égale et la façon dont les précipités apparaissent, règlent la distribution ultérieure du liquide défensif, formé par la dissolution de la poudre.

Mais si la poudre contient des matières efficaces non dissolubles dans l'eau, comme le soufre, son effet est subordonné à ce fait : les particules de la poudre sulfurique sont-elles assez fines pour être enfermées par les gouttelettes du liquide qui se forment, et qui les recouvrent d'une croûte, quand se produit le desséchement ; ou sont-elles plus grandes et en saillie dans le liquide, auquel cas, elles se collent seulement à la surface et n'absorbent le liquide dans le meilleur cas que par leurs fentes.

Il faut évidemment se demander aussi si l'effet chimique attendu s'opère ou non (et à quel degré) par suite de la température, quand les grains de poudre sont submergés ou incrustés

complètement par la partie liquide du moyen, ou par le liquide desséché?

Les parties inefficaces dans ces poudres, celles qui augmentent la cohésion comme la stéatite, la résine etc., peuvent fort bien être neutres.

Mais quelle est la condition des principes sucrés, du savon etc., au point de vue chimique et physique? L'avenir nous l'apprendra.

Enfin, nous devons compter dans l'emploi de la poudre pure de soufre, avec ses altérations, avec la température et les précipités. a) *L'effet mécanique* de la poudre de soufre dépend des précipités et du vent, qui peuvent la laver et l'enlever, dépouillant ainsi les feuilles de la couverture qui les protégeait en éloignant les germes. b) *L'effet chimique* dépend de la lumière et de la chaleur.

Ainsi donc, l'effet des remèdes sur les spores — qui ne germent point avec des zoospores — ne consiste qu'en ce qu'ils attaquent les tubes germinatifs et empêchent ainsi leur pénétration, c'est-à dire la contamination.

Quant aux spores elles-mêmes, on n'arrive que difficilement à les détruire directement, parce qu'elles sont ordinairement très résistantes, et que les remèdes à une plus forte dose, sont nuisibles à la Vigne; sans citer le cas du rot livide, dont la bouillie bordelaise, dans une proportion de 7°/₀ ne détruit même pas les spores.

On peut anéantir facilement les zoospores de Plasmopara et de Phytophthora parce qu'elles sont dénudées, non recouvertes d'une membrane cellulaire. La bouillie bordelaise peut pénétrer à travers leur couche membraneuse, et faire coaguler le protoplasme granulé.

Les spores de Botrytis, rot livide etc. sont enveloppées dans des membranes plus ou moins fortes et ne se laissent point pénétrer par les liquides même après une immersion de 24 heures.

Mais si l'on répète plusieurs fois un traitement à doses faibles, on peut détruire en partie les spores qui germaient, et empêcher au fur et à mesure la pénétration de leurs tubes.

1. Naturellement, c'est le cas où des spores sont situées à la surface du raisin :

a) Qui ont été apportées par l'air ou précipitées par la pluie, ou tombées directement pendant une accalmie, ou sont lavées par une pluie lente de l'air et sont tombées ainsi sur le feuillage. C'est le cas d'employer le traitement précité.

b) Ou elles ont crû sur la Vigne déjà malade et y continuent à se développer. Nous pouvons alors parvenir :

2. à diminuer la force des organes produisant les spores c'est-à-dire des conidiophores, des pycnides etc. Car le remède protecteur exerce le même effet en s'introduisant dans les cellules du jeune organe reproducteur ou dans celles du fruit qui s'ouvre, et dont il coagule les plasmes. *Ceci correspond à-peu-près au traitement curatif.*

Dans le cas présent, il exerce un effet semblable sur le rot livide, quand la cuticule s'est déjà fendue, et quand par suite, le liquide peut pénétrer sous la cuticule. L'état nommé par moi «grain couleur de givre» est particulièrement susceptible de guérison.

A) **Pour que le traitement préventif** soit réellement efficace, il faut connaître :

1° le moment où les spores viennent, c'est-à-dire déterminer l'époque d'invasion ;

2° considérer la manière dont les spores sont parvenues ;

3° il faut connaître dans quelles conditions s'opère la germination des spores ;

4° enfin, il faut produire une couche, un revêtement efficace qui couvre constamment le feuillage et possède un pouvoir empoisonnant assez fort, pour empêcher le développement des spores qui pourraient venir à y tomber, *a)* empêcher surtout leur germination ou *b)* la diminuer et *c)* détruire les tubes germinatifs ;

5° il faut connaître la durée de l'incubation de la maladie, pour pouvoir alors commencer, en temps opportun, *le traitement curatif.*

Il est assez difficile de former la couche constante dont nous avons parlé dans le paragraphe 4.

Nous ne connaissons point de remède qui, à ce point de vue, soit suffisant.

Les mélanges visqueux, surtout résineux, collent davantage, mais après leur desséchement leur dissolution est évidemment plus difficile.

Les autres se lavent lèntement sous la rosée, la pluie ou l'humidité, ou ce qui est pire encore, s'agglomèrent par endroits et sont plutôt nuisibles, parce qu'ils brûlent les organes plus faibles du raisin.

Nous ne nous pouvons donc aider que par le maintien constant et le renouvellement de la couche protectrice. La Vigne doit être constamment protégée, mais en dehors de l'époque où se fait la fécondation.

B) **Le traitement curatif est**, de sa nature, en grande partie préventif, *a)* parce que nous nous défendons contre le développement des spores qui y sont produites par la maladie (autocontamination) ; *b)* parce que, en même temps, nous voulons empêcher la germination de celles qui sont tombées sur la Vigne ; *c)* enfin parce que nous voulons empêcher la production ultérieure de spores, sur les parties malades elle-mêmes.

En résumé, on peut dire qu'un traitement rationnel efficace n'est possible qu'à la condition de connaître le moment de l'invasion des spores, de l'infection, de l'incubation, de l'éruption de la maladie, de la façon dont elle se produit, et, en outre il faut étudier préalablement le degré de résistance des spores ou des germes.

On peut encore augmenter l'efficacité du traitement curatif, en employant tour à tour différents moyens, des liquides et des poudres, p. e. les poudres composées sulfo-cupriques etc. Nous pouvons ainsi constituer sur les organes de la Vigne, une croûte de moyen défensif plus fort, plus durable, plus concentré, qui dissoute par l'humidité, est capable d'affaiblir graduellement les spores qui s'y sont développées ou y sont parvenues.

Mais en ce qui concerne la protection des Vignes, les avis sont en général très différents. On objecte ordinairement : «Je n'ai point fait de sulfatage et mes vignes n'ont pourtant point été malades». C'est possible, mais c'est parce que les germes n'y sont point parvenus, ou parce que la sensibilité de la Vigne pour la maladie avait déjà cessé au moment où ils y sont parvenus, ce pourquoi la Vigne ne pouvait plus être infectée.

Un autre dit : «Nous avons fait 2 ou 3 fois le sulfatage et nos vignes sont cependant tombées malades.» C'est vrai, mais le traitement avait eu lieu ou trop tôt, avant l'arrivée des spores (invasion), ou trop tard, alors que les tubes des spores avaient déjà pénétré (contamination). En ce cas, tous les remèdes sont inefficaces, parce que jusqu'à ce que la période d'incubation cesse, le remède a déjà été lavé.

Il en est de même des résultats fictifs, obtenus avec des remèdes de valeur douteuse et qu'on ne saurait accepter que sous toutes réserves. Car, ou il n'y a eu, à aucun moment de spores sur la Vigne, et alors tous les *remèdes non nuisibles à la Vigne semblent efficaces, puisque la Vigne n'a pas eu de causes de tomber malade ;* ou des spores sont parvenues sur la Vigne *alors qu'elle n'était plus sensible à l'infection,* au quel cas l'effet du remède avait été nul, et la Vigne était demeurée indemne par le fait de sa propre résistance.

On dit aussi : la Vigne de mon voisin a été dévastée, mais la mienne est restée indemne. Cette affirmation prête également le flanc à la critique, parce que la coïncidence de l'époque de sensibilité des deux Vignes ou des cépages joue un rôle considérable, outre qu'il faut se rappeler ce qui a été dit sur la propagation des spores.

A ce propos, je signalerai les cas les plus fréquents :

1° Si une forte pluie oblique, de courte durée entraîne les spores, l'infection peut être partielle, les autres parties de la vigne ou les vignes voisines peuvent demeurer parfaitement indemnes.

2° Une pluie locale, ou une pluie en zônes, peut laver les spores suspendues dans l'air et les jeter sur les vignes, tandis que la partie non arrosée, et toute voisine demeure intacte.

3° On peut même supposer le cas contraire, c'est-à-dire qu'une forte pluie locale ou en zônes peut laver les spores du feuillage, qui reste alors sain et intact, tandisque les autres Vignes non atteintes par la pluie tombent malades.

4° Un vent local enlève naturellement les spores suspendues dans l'air et les endroits sous le vent restent indemnes, tandisque l'infection apparaît où le vent n'a pas soufflé (par les

spores tombant), ou aux endroits où il a rencontré quelque obstacle; à la condition qu'en ces lieux, il y ait eu des vignobles en état de grande sensibilité.

5° Sur la distribution, souvent très différente — des spores par le vent, et par suite sur l'apparition parfois étrange des maladies — influent considérablement «les filtres naturels», comme les collines, les dunes, les clayonnages, les allées, les forêts, ainsi que la situation des vignobles, les côteaux (les terrains accidentés en un mot), — tous ceux qui sont susceptibles de déterminer des distributions alternantes ou différentes.

On doit donc compter, ainsi que cette courte esquisse l'a prouvé, avec un grand nombre d'éventualités quand il s'agit de déterminer l'effet des traitements d'une façon purement empirique; et les expériences faites avec des remèdes protecteurs ne peuvent apporter de résultats utiles que, moyennant un contrôle scientifique et continuel.

On doit examiner continuellement (par l'analyse de l'air), si des spores ne sont point apparues, si la vigne est en état de grande susceptibilité, et si elle n'est pas s'augmentée par des troubles physiologiques etc. Il faut de plus tenir compte des phénomènes météorologiques, parce que certaines maladies dépendent d'une optimum déterminé de température. La susceptibilité des cépages joue également un très grand rôle.

On doit contrôler au microscope, le traitement de la Vigne, car lorsqu'on ne remarque plus à l'oeil nu, de progrès dans la maladie, il peut arriver que des organes reproducteurs se développent encore en nombre considérable. Si bien que, lorsque nous cessons, pleins d'assurance, le traitement contre la maladie, ces organes ont repris une nouvelle vigueur et peuvent susciter une nouvelle invasion localisée ou plus étendue.

On doit encore contrôler chimiquement la façon dont les remèdes ont été préparés, dont ils sont employés, ainsi que leur durée, leur efficacité et leurs changements etc. Tout cela d'ailleurs est du domaine des experts et non du vigneron.

Les nombreux champs d'expérience proposés par l'Institut Ampélologique peuvent nous fournir des renseignements très considérables sur les points les plus importants signalés jusqu'à pré-

sent : sur l'époque d'apparition des maladies d'après les régions et d'après les cépages, sur la susceptibilité des cépages, sur l'époque d'infection, sur la durée d'incubation etc.

On pourrait faciliter singulièrement le traitement dans les régions vinicoles si l'on répartissait les régions viticoles de cette façon.

Les stations d'observation élevées dans les vignobles de province pourraient signaler, par l'analyse de l'air ou l'examen continuel des vignes, la première apparition des maladies, *et avertir dans le rayon soumis à leur contrôle, du moment où l'on doit commencer le traitement.*

XII. CHAPITRE.

Expériences fondamentales sur le traitement.

Les expériences fondamentales du traitement contre le rot livide ont pour but de déterminer les moyens nécessaires pour:

1° tuer le mycélium;

2° tuer des spores développées sur les sarments, sur les pédicelles, sur les rafles, sur les baies;

3° étudier le développement des spores dans les divers milieux nutritifs liquides empoisonnés, et

4° tuer directement les spores.

1. Expériences pour détruire le mycélium.

Il est fort important de déterminer la vitalité du mycélium obtenu dans des cultures pures, car c'est le seul moyen que nous ayons de savoir si le mycélium produit dans la baie peut être tué ou non par les liquides de traitement transsudant dans les pycnides, et si l'on peut, de cette manière, empêcher la continuation de la fructification.

Dans ce but, on a mis le mycélium vigoureux obtenu par des cultures pures, dans différents liquides de traitement (en chambre humide, dans une goutte en suspension) pendant 24 heures. On a toujours placé cinq épreuves à la fois dans cinq chambres différentes. Puis, avec de grandes précautions, on a transporté le mycélium dans du moût stérilisé (10 cm^3) et on a observé le développement ultérieur à 25 C°. (V. p. 218 219.)

2. Expériences pour tuer les spores développées sur les sarments, les baies, les rafles, etc.

Sarments. On a fait usage pour les expériences de sarments munis de pycnides contenant des spores mûres.

Badigeonnage. On a coupé les sarments en morceaux de 1—2 cm, on les a badigeonnés copieusement avec du fluide de traitement, et on les a conservés ainsi sous cloche pendant 24 heures. On les a mis dans 50 ou 60 cm³ de moût (selon leur longueur) et placés en étuve où, à + 25 C⁰, le développement s'est opéré.

Immersion. Les morceaux de sarment coupés ont été plongés dans le fluide de traitement pendant 24 heures, et placés ensuite dans du moût (50—60 cm³, à la température de + 25 C⁰) où le développement a continué à s'opérer.

Dans ces deux expériences, on a mis les morceaux de sarment témoin (sans avoir été préalablement traités) dans du moût afin de constater si les spores qui s'y trouvaient étaient vraiment vivantes. Chacune des expériences a été faite avec 2 morceaux de sarments.

Baies. On a mis des baies de raisin (succulentes, atteintes de rot livide) dans le fluide de traitement pendant 24 heures et ensuite en 10 cm³ de moût stérilisé. Comme témoin on a mis une baie non traitée dans du moût, afin de constater la puissance de germination des spores.

Les expériences ont été faites avec 2 baies à la fois.

Les rafles, pédicelles ont été traitées comme les baies. (V. p. 220—223.)

3. Spores dans du moût empoisonné.

On a procédé de la façon suivante: 10 cm³ du moût stérilisé ont été mélangés aux moyens de traitement dans la proportion généralement employée.

On a ensemencé les spores brunes mûres dans le moût. Les expériences ont toujours été faites avec 5—5 flacons de Freudenreich, mis en étuve (à 25 C⁰) pendant 26—36 jours pour attendre la formation des pycnides. (V. p. 224—225.)

1. Expériences pour

	Moyen de traitement			Milieu nutritif		Déve-
	nom	principe actif en %	durée	nom	quantité	pendant 1 jour
Mycélium de Coniothyrium cultivé	bouillie bordelaise	sulfate de cuivre 2%, chaux à 2%	24 h.	moût	10 cm^3	—
Mycélium de Coniothyrium cultivé	poudre bordelaise par Aschenbrand à 2%	—	24 h.	moût	10 cm^3	—
Mycélium de Coniothyrium cultivé	poudre bordelaise par Aschenbrand à 2% de deux ans.	—	24 h.	moût	10 cm^3	—
Mycélium de Coniothyrium cultivé	sulfate de cuivre	sulfate de cuivre 2%	24 h.	moût	10 cm^3	—
Mycélium de Coniothyrium cultivé	azurine	sulfate cuprammon. à 2%	24 h.	moût	10 cm^3	—
Mycélium de Coniothyrium cultivé	moyen nouveau I.*	$\alpha = 0{\cdot}192\%$ $\beta = 0{\cdot}018\%$	24 h.	moût	10 cm^3	—
Mycélium de Coniothyrium cultivé	moyen nouveau I.*	$\alpha = 0{\cdot}128\%$ $\beta = 0{\cdot}012\%$	24 h.	moût	10 cm^3	—

* $\alpha = Ca(HSO_3)_2$ bisulfite de chaux. $\beta = SO_2$ acide sulfureux libre.

Résumé.

Le mycélium employé dans les expériences (provenant de cultures) est demeuré vivant dans la bouillie bordelaise fraîche à 2%, dans la bouillie bordelaise d'Aschenbrandt fraîche à 2%, ou vieille de 2 ans, dans du sulfate de cuivre à 2%, après l'avoir mouillé pendant 24 heures; et en le cultivant dans du moût, au bout de cinq jours le mycélium s'est développé sous forme de mince membrane à la surface du liquide et a formé en 4—5–7 jours une croûte qui a produit au bout de 18—20 jours des pycnides.

détruire le mycélium.

loppement à 25 C°			Développement ultérieur à 25 C°			Remarques
pendant 2 jours	pendant 3 jours	pendant 4 jours	membrane mince	croûte	fruit	
	flocons en 5 cas (100°/₀)	flocons plus grands	en 5 jours	en 9 jours	en 18 jours pycnides	
flocons en 3 cas (60°/₀)	flocons en 5 cas (100°/₀)	flocons plus grands	en 5 jours	en 9 jours	en 20 jours pycnides	
flocons en 5 cas (100°/₀)	flocons plus grands	flocons plus grands	en 5 jours	en 8 jours	en 19 jours pycnides	
flocons en 5 cas (100°/₀)	flocons plus grands	flocons plus grands	en 7 jours	en 12 jours	en 19 jours pycnides	
	—	—	—	—	ne se développe point en 7 jours	
	—		—		ne se développe point en 12 jours	
	—	—	—	—	ne se développe point en 12 jours	

Ainsi, du mycélium mouillé pendant tout un jour dans les moyens ci-dessus indiqués, a conservé sa vitalité et avec une nutrition suffisante est parvenu en 18—20 jours à produire des fruits.

Ce tableau montre donc:

1° que l'azurine à 2°/₀ a tellement atteint la vitalité du mycélium qu'il ne s'est plus développé même dans du moût;

2° mais le fluide nouveau I a été d'un effet plus fort, et a tué le mycélium raréfié, à 0,192°/₀ [$Ca(HSO_3)_2$] et même à 0,128°/₀ [$Ca(HSO_3)_2$].

2. Expériences pour tuer les spores

	Moyen de traitement			milieu nutritif	Déve-
	nom	principe actif en %	mode de traitement		pendant 1 jour
1. Sarment attaqué de Coniothyrium	acide sulfurique	acide sulfurique 10%	badigeonné	moût	
2. Sarment attaqué de Coniothyrium	acide sulfurique	acide sulfurique 10%	plongé	moût	—
3. Sarment attaqué de Coniothyrium	sulfate de fer	sulfate de fer 10%	badigeonné	moût	
4. Sarment attaqué de Coniothyrium	sulfate de fer	sulfate de fer 10%	plongé	moût	—
5. Sarment attaqué de Coniothyrium	poudre de chaux	chaux vive	poudré	moût	—
6. Sarment attaqué de Coniothyrium	poudre de chaux	chaux vive	recouvert	moût	—
7. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 0{\cdot}288\%$ $\beta = 0{\cdot}04\%$	plongé	moût	—
8. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 0{\cdot}36\%$ $\beta = 0{\cdot}05\%$	plongé	moût	—
9. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 0{\cdot}72\%$ $\beta = 0{\cdot}11\%$	plongé	moût	-
10. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 1{\cdot}44\%$ $\beta = 0{\cdot}22\%$	plongé	moût	—
11. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 2{\cdot}16\%$ $\beta = 0{\cdot}33\%$	plongé	moût	-
12. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 2{\cdot}88\%$ $\beta = 0{\cdot}44\%$	plongé	moût	–
13. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 3{\cdot}6\%$ $\beta = 0{\cdot}55\%$	plongé	moût	—
14. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 7{\cdot}2\%$ $\beta = 1{\cdot}1\%$	plongé	moût	—
15. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 0{\cdot}72\%$ $\beta = 0{\cdot}11\%$	plongé	moût	
16. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 1{\cdot}44\%$ $\beta = 0{\cdot}22\%$	plongé	moût	—
17. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 2{\cdot}16\%$ $\beta = 0{\cdot}33\%$	plongé	moût	—
18. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 2{\cdot}88\%$ $\beta = 0{\cdot}44\%$	plongé	moût	...
19. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 3{\cdot}6\%$ $\beta = 0{\cdot}55\%$	plongé	moût	—
20. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 7{\cdot}2\%$ $\beta = 1{\cdot}1\%$	plongé	moût	—

développées sur les sarments etc.

loppement à 25 C° pendant 2 jours	pendant 3 jours	pendant 4 jours	Développement ultérieur à 25 C° membrane mince	croûte	fruit	Remarques
flocons	fort développement	—	pendant 4 jours	pendant 6 jours	pendant 8 jours	
				—		ne se développe point
flocons	fort développement	—	pendant 4 jours	pendant 6 jours	pendant 8 jours	
—	—	—				ne se développe point
flocons (100%)	fort développement	—	pendant 5 jours	pendant 7 jours	pendant 16 jours	
flocons (100%)	fort développement	—	pendant 5 jours	pendant 7 jours	pendant 16 jours	
—	—					
				—	—	
				—		
—				—	—	
				—	—	
—		—		—	—	
				—	—	
—		—				
	—	—				Les sarments employés pour les expériences 15—20 ont été tenus pendant 6 semaines à la température de —8 C°. Les autres sarments étaient à la température ordinaire.

2. Expériences pour tuer les spores

	Moyen de traitement			milieu nutritif	Déve-
	nom	principe actif en %	mode de traitement		pendant 1 jour
21. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 0.72\%$ $\beta = 0.11\%$	badigeonné	moût	—
22. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 1.44\%$ $\beta = 0.22\%$	badigeonné	moût	—
23. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 2.16\%$ $\beta = 0.33\%$	badigeonné	moût	—
24. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 2.88\%$ $\beta = 0.44\%$	badigeonné	moût	—
25. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 3.6\%$ $\beta = 0.55\%$	badigeonné	moût	—
26. Sarment attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 7.2\%$ $\beta = 1.1\%$	badigeonné	moût	
27. Grain attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 0.36\%$ $\beta = 0.05\%$	plongé	moût	—
28. Grain attaqué de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 0.288\%$ $\beta = 0.04\%$	plongé	moût	
29. Pédicelle attaquée de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 0.36\%$ $\beta = 0.05\%$	plongée	moût	—
30. Pédicelle attaquée de Coniothyrium	liquide I.	$\alpha = 0.288\%$ $\beta = 0.04\%$	plongée	moût	—

$\alpha = Ca(HSO_3)_2$ bisulfite de chaux, $\beta = SO_2$ acide sulfureux libre.

Résumé.

1. Des morceaux de sarments badigeonnés à l'acide sulfurique à 10%, ou au sulfate de fer à 10%, ou poudrés de chaux, a poussé dans du moût un mycélium floconneux en l'espace de 2 jours; et en 8 jours, ou traités par la chaux en 16 jours, des pycnides sont apparues.

2. Sur des morceaux de sarments plongés dans les mêmes liquides pendant 24 heures, rien ne s'est développé.

3. Sur des morceaux de sarments ***badigeonnés*** *au liquide nouveau I. à 0·72%—7·2%, des pycnides se sont développées au bout de huit jours. N'oublions pas que par le badigeonnage non répété, le liquide de traitement ne peut parvenir assez bien jusqu'aux spores cachées dans les pycnides.*

développées sur les sarments etc. (fin).

loppement à 25 C°			Développement ultérieur à 25 C°.			Remarques
pendant 2 jours	pendant 3 jours	pendant 4 jours	membrane mince	croûte	fruit	
petits flocons (100%)	plus grands flocons	—	pendant 4 jours	pendant 6 jours	pendant 8 jours	
petits flocons (100%)	plus grands flocons	—	pendant 4 jours	pendant 6 jours	pendant 8 jours	
petits flocons (100%)	plus grands flocons	—	pendant 4 jours	pendant 6 jours	pendant 8 jours	
petits flocons (100%)	plus grands flocons	—	pendant 4 jours	pendant 6 jours	pendant 8 jours	
petits flocons (100%)	plus grands flocons	—	pendant 4 jours	pendant 6 jours	pendant 8 jours	
petits flocons (100%)	plus grands flocons	—	pendant 4 jours	pendant 6 jours	pendant 8 jours	

4. Au contraire si les morceaux de sarments ont été ***plongés dans le liquide nouveau I. à 0,288%—7·2% rien ne s'est développé.*** *Les sarments ainsi traités n'ont point poussé. Ce qui provient probablement de ce qu'ils étaient trop attaqués par la maladie. Dans les expériences témoins (pas d'immersion, pas de traitement) les sarments n'ont pas non plus poussé, quoique pris sur une matière stratifiée à la manière ordinaire. Une partie des sarments plongés pris pour les expériences nº 15—20, ont été gardés pendant 6 semaines à une température de —8 C°, et n'ont pas présenté ensuite de développement de spores.*

5. ***Des baies plongées dans le liquide nouveau I. à 0,288%—0,36%, et***

6. ***sur des pédicelles, des rafles plongées également dans le liquide nouveau I. à 0,288%—0,36% rien ne s'est développé.***

3. Spores dans du

	Milieu nutritif		Moyen de traitement		Déve-
	nom	quantité	nom	dilution en %	pendant 1 jour
1. Spores brunes de Coniothyrium obtenues par culture	moût	10 cm³	sulfate de cuivre	1 : 100 = 1%	
2. Spores brunes de Coniothyrium obtenues par culture	moût	10 cm³	sulfate de cuivre	1 : 50 = 2%	—
3. Spores brunes de Coniothyrium obtenues par culture	moût	10 cm³	sulfate de cuivre	1 : 33·33 = 3%	—
4. Spores brunes de Coniothyrium obtenues par culture	moût	10 cm³	azurine	1 : 100 = 1%	—
5. Spores brunes de Coniothyrium obtenues par culture	moût	10 cm³	azurine	1 : 50 = 2%	—
6. Spores brunes de Coniothyrium obtenues par culture	moût	10 cm³	I. liquide	1 : 333 = 0·3%	—
7. Spores brunes de Coniothyrium obtenues par culture	moût	10 cm³	I. liquide	1 : 666 = 0·15%	—
8. Spores brunes de Coniothyrium obtenues par culture	moût	10 cm³	I. liquide	1 : 1333 = 0·075%	—
9. Spores brunes de Coniothyrium obtenues par culture	moût	10 cm³	I. liquide	1 : 1666 = 0·06%	—
10. Spores brunes de Coniothyrium obtenues par culture	moût	10 cm³	I. liquide	1 : 3333 = 0·03%	—
11. Spores brunes de Coniothyrium obtenues par culture	moût	10 cm³	I. liquide	1 : 5555 = 0·018%	—

Résumé.

Les spores brunes du rot livide :

a) *se sont bien développées dans du moût contenant du sulfate de cuivre à 1%, ou de l'azurine à 1%, et ont produit des pycnides dans le premier cas en 36 jours, et dans le second cas (azurine) en 26 jours ;*

b) *dans du moût contenant du sulfate de cuivre ou de l'azurine à 2%, au bout d'un certain temps, une partie des spores*

moût empoisonné.

loppement à 25 C°			Développement ultérieur			Remarques
pendant 2 jours	pendant 3 jours	pendant 4 jours	membrane	croûte	fruit	
—	—	1 éprouv. donne flocons (20%) en 4 jours et 4 éprouv. (80%) en 6 jours	en 10 jours	en 16 jours	en 36 jours pycnides	
					—	germant pendant plus de temps, forme de petits flocons, dont le développement s'arrête
—	—	—	—	—	—	ne se développe point en 19 jours
en 5 flacons petits flocons (100%)	flocons plus grands	flocons plus grands	en 9 jours	en 17 jours	en 26 jours pycnides	
—	—	—	—	—	—	germant pendant plus de temps, forme de petits flocons, dont le développement s'arrête
						Rien ne se développe en 16 jours
	—	—		—		
	—	—	—		—	
—	—	—	—	—	—	
—	—	—	—	—		
		—	—	—	—	

a germé, un petit mycélium floconneux est apparu, mais n'a pas continué à se développer ;

c) *dans du moût contenant du sulfate de cuivre à 3%₀ la germination n'avait pas commencé au bout de 19 jours ;*

d) *dans du moût contenant du liquide nouveau I. à 0,018%₀ les spores n'ont pas germé, et naturellement pas même dans les autres expériences, quand ce moyen a été augmenté jusqu'à 0,3%₀.*

4. Expériences pour tuer directement les spores.

Au point de vue de l'efficacité du traitement, les expériences faites pour tuer directement les macroconidies ou spores sont les plus importantes, puisque jusqu'ici nous n'avons pas trouvé un autre organe reproducteur du rot livide qui soit si répandu.

Avant d'employer un moyen de traitement quelconque, il importe de nous assurer: 1° si le moyen est vraiment capable de tuer les phases du développement ou les organes reproducteurs — servant à la propagation du champignon pathogène; 2° s'il est au moins capable d'arrêter leur développement ultérieur.

Il faut constater le degré de dilution sous lequel le moyen est efficace, par d'expériences fort minutieuses et souvent renouvelées. Car toute la question repose le plus souvent sur la densité.

Mais dans la pratique il ne suffit point de savoir, si un certain moyen tue ou non, mais il faut savoir si cette dilution n'est point pernicieuse à la plante?

Un traitement rationnel doit donc tenir grand compte de ces deux facteurs physiologiques et la tâche la plus difficile consiste à les coordonner convenablement.

Aujourd'hui, on connaît les limites extrêmes de la plupart des moyens de traitement et j'en ai toujours tenu le plus grand compte.

Pour que les questions principales: pouvoir destructeur et pouvoir entravant le développement, d'un remède puissent être constatées, il faut exposer les spores:

1° *à l'action du remède pour un temps correspondant à l'effet primaire, c'est-à-dire à l'effet immédiat* du remède à l'air libre, en dehors de tous les changements (de densité, de dissolution, de raréfaction, de desséchement, etc.). Plus tard, par suite du desséchement, l'effet du remède est souvent entravé, et peut même cesser jusqu'à ce qu'une nouvelle addition d'eau ait lieu, c'est-à-dire jusqu'à ce que nous nous trouvions en présence du cas que j'appelerai *effet consécutif ou secondaire.*

Cette méthode n'a pas grande valeur, car les facteurs sont trop inconstants. Certains remèdes pendant le desséchement peuvent avoir des effets beaucoup plus puissants, tandisque d'autres peuvent s'affaiblir. De plus, le desséchement peut se

produire en différents laps de temps, par suite des conditions météorologiques, et de la composition du remède, ou par l'affaiblissement de la dissolution, par l'évaporation, le changement du principe actif etc.

Il s'ensuit qu'on devrait dans ce cas provoquer des conditions particulières pour chaque remède de traitement, selon les facteurs météorologiques et les variations de température, etc., et en somme, nous n'obtiendrions pas de résultats comparatifs, les éléments considérés étant trop peu constants.

2° *Il est donc plus rationnel d'employer la deuxième méthode, c'est-à-dire d'expérimenter pendant un temps* assez long et toujours de même durée.

J'ai pris pour de nombreux motifs, 24 heures comme unité de temps, parce que les altérations provenant de l'évaporation, du changement, de la condensation et de la raréfaction s'y produisant, peuvent être à peu près égalisées.

Une autre circonstance digne de considération comparative, a été l'effet des remèdes à l'air libre et en endroits fermés, toujours sur une base de 24 heures.

Pour pouvoir constater la puissance vitale, c'est-à-dire la faculté de développement ultérieur des spores, ce qui importe *par dessus tout, nous avons cultivé les spores en traitement, dans les conditions les plus favorables* pour rendre possible leur développement, même dans le cas où elles seraient les plus affaiblies.

Il est presque superflu de mentionner que toutes les expériences qui s'y rapportent ont été plusieurs fois répétées avec des spores provenant de plantes malades et produites à différents saisons, et avec des spores provenant de cultures artificielles, pour obtenir ainsi des résultats plus sûrs et d'une valeur plus générale.

Les expériences de destruction des spores ont porté sur deux matières :

1° On a mélangé en quantité considérable les spores et le remède et on a placé une goutte de mélange dans une chambre humide sur la lamelle couvre-objet nettoyée à l'alcool.

J'insiste sur ce point important, que le mélange avec le remède soit complet, car il est essentiel que les spores soient absolument renfermées dans la goutte, et qu'elles soient recouvertes par le remède.

4. Expériences pour tuer directe-

	Moyen de traitement			Milieu nutritif		Déve-
	n o m	principe actif en %	durée	nom	quantité	pendant 1 jour
1. Spores brunes de Coniothyrium provenant de cultures	vitriol bleu	sulfate de cuivre 2%	24	moût	10 cm³	–
2. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	vitriol bleu silicate de soude sulfocarbonate de potasse	sulfate de cuivre 1% silicate de soude 1% sulfocarbonate de potasse 0·5%	24	moût	20 cm³	
3. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	vitriol bleu sulfurine	sulfate de cuivre 1% sulfurine 5%	24	moût	20 cm³	–
4. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	vitriol bleu acide oxalique savon	sulfate de cuivre 1% acide oxalique 0·5% savon 0·6%	24	moût	20 cm³	
5. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	vitriol bleu tanin	sulfate de cuivre 1% tanin 1%	24	moût	20 cm³	—
6. Spores brunes de Coniothyrium provenant de cultures	vitriol bleu savon	sulfate de cuivre 1% savon 1·2%	24	moût	20 cm³	en 4 éprouv. petits flocons (40%)
7. Spores brunes de Coniothyrium provenant de cultures	azurine	azurine 1%	24	moût	20 cm³	
8. Spores brunes de Coniothyrium provenant de cultures	azurine	azurin 2%	24	moût	10 cm³	—
9. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	bouillie bordelaise potasse permangan.	sulfate de cuivre 2% chaux 2% potasse permangan. 0·125%	24	moût	20 cm³	en 2 éprouv. petits flocons (20%)
10. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	bouillie bordelaise (fraîche)	sulfate de cuivre 2% chaux 2%	24	moût	10 cm³	en 5 éprouv. petits flocons (100%)
11. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	bouillie bordelaise (carbonatée)	sulfate de cuivre 2% chaux 2%	24	moût	10 cm³	en 5 éprouv. petits flocons (100%)

ment les spores de Coniothyrium.

loppement à 25 C°			Développement ultérieur à 25 C°			Remarques
pendant 2 jours	pendant 3 jours	pendant 4 jours	membrane mince	croûte	fruit	
en 3 éprouv. petits flocons (60°/o)	en 5 éprouv. petits flocons (100°/o)	plus grands flocons	en 7 jours	en 11 jours	en 19 jours pycnides	A l'air libre sur le porte-objet ou dans la chambre humide nous avons obtenu des résultats absolument semblables.
en 6 éprouv. petits flocons (60°/o)	en 10 éprouv. petits flocons (100°/o)	plus grands flocons	en 5 jours	en 9 jours	en 15 jours pycnides	
en 10 éprouv. petits flocons (100°/o)	plus grands flocons	plus grands flocons	en 7 jours	en 10 jours	en 25 jours pycnides	
en 10 éprouv. petits flocons (100°/o)	plus grands flocons	plus grands flocons	en 8 jours	en 13 jours	en 22 jours pycnides	
en 7 éprouv. petits flocons (70°/o)	en 10 éprouv. petits flocons (100°/o)	plus grands flocons	en 9 jours	en 14 jours	en 27 jours pycnides	
en 10 éprouv. petits flocons (100°/o)	plus grands flocons	plus grands flocons	en 6 jours	en 10 jours	en 24 jours pycnides	
en 10 éprouv. petits flocons (100°/o)	plus grands flocons	plus grands flocons	en 8 jours	en 12 jours	en 23 jours pycnides	
en 5 éprouv. petits flocons (100°/o)	plus grands flocons	plus grands flocons	en 8 jours	en 12 jours	en 22 jours pycnides	
en 10 éprouv. petits flocons (100°/o)	plus grands flocons	plus grands flocons	en 5 jours	en 8 jours	en 16 jours pycnides	
plus grands flocons	plus grands flocons	membrane	en 4 jours	en 6 jours	en 11 jours pycnides	
grands flocons	grands flocons	fort développement	en 5 jours	en 9 jours	en 13 jours pycnides	

4. Expériences pour tuer directement

	Moyen de traitement			Milieu nutritif		Déve-
	nom	principe actif en %	durée	nom	quantité	pendant 1 jour
12. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	bouillie bordelaise (fraîche)	sulfate de cuivre 3% chaux 3%	24	moût	10 cm³	—
13. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	bouillie bordelaise (carbonatée)	sulfate de cuivre 3% chaux 3%	24	moût	10 cm³	en 5 éprouv. petits flocons (100%)
14. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	bouillie bordelaise (fraîche)	sulfate de cuivre 4% chaux 4%	24	moût	10 cm³	—
15. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	bouillie bordelaise (carbonatée)	sulfate de cuivre 4% chaux 4%	24	moût	10 cm³	en 5 éprouv. petits flocons (100%)
16. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	bouillie bordelaise (fraîche)	sulfate de cuivre 5% chaux 5%	24	moût	10 cm³	
17. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	bouillie bordelaise (carbonatée)	sulfate de cuivre 5% chaux 5%	24	moût	10 cm³	en 5 éprouv. petits flocons (100%)
18. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	bouillie bordelaise (fraîche)	sulfate de cuivre 6% chaux 6%	24	moût	10 cm³	—
19. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	bouillie bordelaise	sulfate de cuivre 7% chaux 7%	24	moût	10 cm³	
20. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	bouillie bordelaise d'Aschenbrandt 2% (fraîche)	—	24	moût	10 cm³	en 5 éprouv. petits flocons (100%)
21. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	sulfocarbonate de potasse savon tanin	sulfocarbonate de potasse 1% savon 1·2% tanin 0·5%	24	moût	10 cm³	—
22. Spores brunes de Coniothyrium provenant de cultures	sulfate de cadmium	sulfate de cadm. 1% chaux 2%	24	moût	10 cm³	en 8 éprouv. petits flocons (80%)
23. Spores brunes de Coniothyrium provenant de cultures	chlorure de cobalte	chlorure de cobalte 1% chaux 2%	24	moût	10 cm³	en 2 éprouv. petits flocons (20%)
24. Spores brunes de Coniothyrium provenant de cultures	antiperonospore	antiperonospore 0·5%	24	moût	10 cm³	—

les spores de Coniothyrium (suite).

loppement à 25 C°			Développement ultérieur à 25 C°			Remarques
pendant 2 jours	pendant 3 jours	pendant 4 jours	membrane mince	croûte	fruit	
en 5 éprouv. grands floc. (100%)	en 5 éprouv. grands floc. (100%)	fort développement	en 5 jours	en 6 jours	en 11 jours pycnides	A l'air libre sur le porte-objet ou dans la chambre humide nous avons obtenu des résultats absolument semblables.
plus grands flocons	plus grands flocons	fort développement	en 5 jours	en 9 jours	en 12 jours pycnides	
en 5 éprouv. plus grands floc. (100%)	en 5 éprouv. plus grands floc. (100%)	fort développement	en 5 jours	en 7 jours	en 11 jours pycnides	
plus grands flocons	plus grands flocons	fort développement	en 5 jours	en 9 jours	en 12 jours pycnides	
en 5 éprouv. plus grands floc. (100%)	en 5 éprouv. plus grands floc. (100%)	fort développement	en 5 jours	en 7 jours	en 11 jours pycnides	
plus grands flocons	plus grands flocons	fort développement	en 6 jours	en 8 jours	en 12 jours pycnides	
en 5 eprouv. plus grands floc. (100%)	en 5 éprouv. plus grands floc. (100%)	fort développement	en 5 jours	en 8 jours	en 14 jours pycnides	
en 5 éprouv. plus grands floc. (100%)	en 5 éprouv. plus grands floc. (100%)	fort développement	en 6 jours	en 9 jours	en 15 jours pycnides	
plus grands flocons	plus grands flocons	fort développement	en 4 jours	en 5 jours	en 10 jours pycnides	
en 4 éprouv. petits flocons (40%)	en 10 éprouv. petits flocons (100%)	grands flocons	en 7 jours	en 11 jours	en 27 jours pycnides	
en 10 éprouv. petits flocons (100%)	plus grands flocons	plus grands flocons	en 5 jours	en 8 jours	en 18 jours pycnides	
en 10 éprouv. petits flocons (100%)	plus grands flocons	plus grands flocons	en 5 jours	en 9 jours	en 22 jours pycnides	
en 6 éprouv. petits flocons (60%)	en 8 éprouv. petits flocons (80%)	en 10 éprouv. petits flocons (100%)	en 7 jours	en 11 jours	en 25 jours pycnides	

4. Expériences pour tuer directement

	Moyen de traitement			Milieu nutritif		Déve-
	n o m	principe actif en %	durée	nom	quantité	pendant 1 jour
25. Spores brunes de Coniothyrium provenant de cultures	lysol	lysol 2%	24	moût	10 cm^3	—
26. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	sulfurine	sulfurine 6%	24	moût	10 cm^3	—
27. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	verdet	acétate de cuivre 1%	24	moût	10 cm^3	
28. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	verdet gris	acétate de cuivre basique 1%	24	moût	10 cm^3	—
29. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	poudre de Kecskemét 1%		24	moût	10 cm^3	—
30. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	antioïdium	—	24	moût	10 cm^3	—
31. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	liquide I.	$\alpha = 0{\cdot}200\%$ $\beta = 0{\cdot}028\%$	24	moût	10 cm^3	
32. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	liquide I. argile 2%	$\alpha = 0{\cdot}200\%$ $\beta = 0{\cdot}028\%$	21	moût	10 cm^3	—
33. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	liquide I.	$\alpha = 0{\cdot}5\%$ $\beta = 0{\cdot}07\%$	24	moût	10 cm^3	—
34. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	liquide I. argile 2%	$\alpha = 0{\cdot}5\%$ $\beta = 0{\cdot}07\%$	24	moût	10 cm^3	—
35. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	liquide I.	$\alpha = 0{\cdot}8\%$ $\beta = 0{\cdot}11\%$	24	moût	10 cm^3	
36. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	liquide I. argile 2%	$\alpha = 0{\cdot}8\%$ $\beta = 0{\cdot}11\%$	24	moût	10 cm^3	
37. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	liquide I.	$\alpha = 1{\cdot}0\%$ $\beta = 0{\cdot}139\%$	24	moût	10 cm^3	
38. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	liquide I. argile 2%	$\alpha = 1{\cdot}0\%$ $\beta = 0{\cdot}139\%$	24	moût	10 cm^3	—

les spores de Coniothyrium (suite).

loppement à 25 C°			Développement ultérieur à 25 C°			Remarques
pendant 2 jours	pendant 3 jours	pendant 4 jours	membrane mince	croûte	fruit	
—	en 6 éprouv. petits flocons (60%)	en 10 éprouv. flocons (100%)	en 6 jours	en 10 jours	en 20 jours pycnides	A l'air libre sur le porte-objet ou dans la chambre humide nous avons obtenu des résultats absolument semblables.
en 5 éprouv. petits flocons (100%)	grands flocons	fort développement	en 5 jours	en 9 jours	en 15 jours pycnides	
en 5 éprouv. grands flocons (100%)	en 5 éprouv. grands flocons (100%)	fort développement	en 5 jours	en 7 jours	en 9 jours pycnides	
en 5 éprouv. petits flocons (100%)	plus grands flocons	fort développement	en 5 jours	en 7 jours	en 10 jours pycnides	
en 5 éprouv. petits flocons (100%)	grands flocons	fort développement	en 5 jours	en 8 jours	en 14 jours pycnides	
en 5 éprouv. petits flocons (100%)	plus grands flocons	croûte	en 4 jours	en 7 jours	en 11 jours pycnides	Donne sur porte-objet à l'air ou dans la chambre humide le même résultat.
—			—	—	—	Dans la chambre humide
	—	c'est dévelop. 1 seule épr.	—		—	
en 2 éprouv. petits flocons (40%)	en 5 éprouv. petits flocons (100%)	plus grands flocons	—			Sur porte-objet à l'air libre.
en 4 éprouv. petits flocons (80%)	en 5 éprouv. plus grands flocons	grand flocons	—			
en 1 éprouv. petits flocons (20%)	en 5 éprouv. petits flocons (100%)	plus grands flocons				
	en 3 éprouv. petits flocons (60%)	en 4 éprouv. plus grands floc. (80%)	—	-	-	
en 1 éprouv. petits flocons (20%)	en 5 éprouv. petits flocons (100%)	plus grands flocons	—			
en 1 éprouv. petits flocons (20%)	en 5 éprouv. petits flocons (100%)	plus grands flocons	—	—		

4. Expériences pour tuer directement

	Moyen de traitement			Milieu nutritif		Déve-
	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]	[illegible]
39. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	liquide I.	$z = 1·0$ [illegible] $\beta = 0·3$	24	moût 10 cm³		—
40. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	liquide I.	$z = 1·5$ [illegible] $\beta =$ [illegible]	24	moût 10 cm³		
41. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	liquide II.*	$z = 2·5$%	24	moût 10 cm³		
42. Spores brunes de Coniothyrium développées sur les baies	liquide II.*	$z = 3$%	24	moût 10 cm³		

* $z = Mg(HSO_3)_2$ bisulfite de magnesie.

Nous savons que lorsqu'elles se trouvent au bord, la tension de la surface de la goutte ou les autres forces physiques peuvent se faire valoir plus directement et influer sur le résultat. J'ai déjà signalé ceci dans la discussion de la théorie.

Nous avons veillé à ce qu'il n'y ait point d'évaporation en éliminant soigneusement la raréfaction, puis nous avons veillé à ce que la vaseline employée à fixer la lamelle couvre-objet n'ait pas de contact avec la goutte, afin d'empêcher les effets chemotactiques qui se produiraient.

Les spores ainsi placées dans la chambre humide ont été maintenues à une température de chambre pendant 24 heures (en un endroit obscur), puis en faisant boire cette goutte par du papier buvard stérilisé, les spores ont été disséminées dans 10 cm³ de moût stérilisé. Pour que la continuation du développement puisse se faire, on a placé les éprouvettes de Freudenreich dans l'étuve.

On s'est toujours servi de 5 ou 10 éprouvettes. Les 10 cm³ de moût de culture constituent une si grande raréfaction, par rapport à la quantité de remède contenu tout d'abord dans la goutte qu'il ne faut tenir aucun compte de l'influence purement

les spores de Coniothyrium (fin).

loppement à 25 C°			Développement ultérieur à 25 C°			Remarques
pendant 2 jours	pendant 3 jours	pendant 4 jours	membrane mince	croûte	fruit	
en 1 éprouv. petits flocons (20°/o)	pas de développ. ultér.	—	—	—	—	Sur porte-objet à l'air libre.
—	—	—	—	—	—	
en 3 éprouv. petits flocons (60°/o)	en 3 éprouv. plus grands floc. (60°/o)	en 3 éprouv. plus grands floc. (60°/o)	—	—	—	
—	—	—	—	—	—	

oligodynamique du principe actif du remède, prouvé d'ailleurs par des expériences témoins.

Il est presque inutile de mentionner que l'énergie de germination et la faculté de développement des spores a été contrôlée *par des cultures témoines prises en même temps, de la même matière.*

2° Les remèdes ont été ensuite employés sous forme de goutte en contact avec l'air, afin de pouvoir constater si la force des remèdes n'a pas été affaiblie par suite d'oxydation, de carbonation, de changement etc.

Nous avons exposé sous une cloche, des spores mélangées à du fluide de traitement sur un porte-objet, pendant 24 heures, puis en faisant boire cette goutte par du papier buvard stérilisé, les spores ont été disséminées dans 10 cm³ de moût et la culture a été ensuite installée à 25 C° dans l'étuve. Les expériences ont été faites dans 5—10 éprouvettes.

Afin que le procédé soit plus uniforme, on a fait les expériences parallèles — selon ces deux manières — toujours avec les spores prises de la même source.

Dans les Tableaux ci-dessus nous ne donnons qu'un nombre restreint des expériences faites. (V. p. 228—235).

Résumé.

Ainsi on a vu par les expériences ci-dessus dirigées en vue de la destruction des spores, que tous les remèdes examinés sont inefficaces, respectivement, qu'ils ne tuent point les spores du Coniothyrium Diplodiella, même au bout de 24 heures; — de plus ces remèdes n'ont pas même affaiblie leur faculté de germination.

En ce qui concerne les bouillies ou dissolutions faites avec des sels de cuivre, de cadmium, de cobalte, de potassium etc. nous avons fait l'expérience que:

1. *le sulfate de cuivre à* $2^0/_0$,
2. *le sulfate de cuivre à* $1^0/_0$ + *silicate de soude à* $1^0/_0$ + *sulforcarbonate de potasse à* $0{\cdot}5^0/_0$,
3. *le sulfate de cuivre à* $1^0/_0$ + *sulfurine à* $5^0/_0$,
4. *le sulfate de cuivre à* $1^0/_0$ + *acide oxalique à* $0{\cdot}5^0/_0$ + *savon à* $0{\cdot}6^0/_0$,
5. *le sulfate de cuivre à* $1^0/_0$ + *tanin à* $1^0/_0$,
6. *le sulfate de cuivre à* $1^0/_0$ + *savon à* $1{\cdot}2^0/_0$,
7. *l'azurine à* $2^0/_0$,
8. *la bouillie bordelaise à* $2^0/_0$ + *potasse permangan. à* $0{\cdot}125^0/_0$,
9. *la bouillie bordelaise fraîche à* $2^0/_0$,
10. *la bouillie bordelaise carbonatée à* $2^0/_0$,
11. *la bouillie bordelaise fraîche à 3—4—5—6—*$7^0/_0$,
12. *la bouillie bordelaise carbonatée à 3—4—5—*$6^0/_0$,
13. *la bouillie bordelaise (poudre) d'Aschenbrandt fraîche à* $2^0/_0$,
14. *la bouillie bordelaise (poudre) d'Aschenbrandt (de deux ans) à* $2^0/_0$,
15. *le sulfocarbonate de potasse à* $1^0/_0$ + *savon à* $1{\cdot}2^0/_0$ + *tanin à* $0{\cdot}5^0/_0$,
16. *le sulfate de cadmium à* $1^0/_0$ + *chaux à* $2^0/_0$,
17. *le chlorure de cobalte à* $1^0/_0$ + *chaux à* $2^0/_0$,
18. *l'antiperonospore à* $0{\cdot}5^0/_0$,
19. *le lysol à* $2^0/_0$,
20. *la sulfurine à* $6^0/_0$,
21. *l'acétate de cuivre à* $1^0/_0$ *(verdet),*
22. *l'acétate de cuivre basique à* $1^0/_0$ *(verdet gris),*

23. la poudre résineuse de Kecskemét à 1%,

24. l'antioïdium

sont tous inefficaces, puisque les spores après avoir été plongées pendant 24 heures, se sont bien développées dans du moût. Ainsi donc non seulement elles n'ont pas été tuées, mais encore leur vitalité n'a pas même été affaiblie sensiblement, de sorte qu'en 9—10 jours, en certaines cas en 25 jours, des pycnides se sont formées.

Il n'eut point été raisonnable de combiner les expériences après des résultats défavorables, ce n'eût été qu'une perte inutile de temps et de travail.

Le résultat d'expériences faites avec le liquide nouveau I. est tel qu'avec ce remède préparé de force moyenne :

1. une dissolution fraîche de 0·25% a tué les spores du rot livide sans exception en 24 heures (application a été faite hermétiquement), de sorte qu'il ne se montre point de développement,

2. une dissolution de 2·2—2·5% ***appliquée à l'air libre,*** *a également tué les spores en 24 heures, tandisque les dissolutions plus faibles ont empêché la germination, et entravé le développement ultérieur.*

3. Le liquide nouveau II., comme le prouvent les expériences, est d'un effet moindre, mais il tue lui-même dans une dissolution à 3% ***à l'air libre*** *les spores en 24 heures. Il est bon de remarquer que les spores non-traitées peuvent germer même dans la bouillie bordelaise à 2%.*

XIII. CHAPITRE.

Compagnons du rot livide.

C'est sur les pousses vertes malades de Jabuka qu'on a pû le mieux observer l'apparition de champignons, compagnons du rot livide, se présentant régulièrement sur les mérithalles inférieurs des pousses dévastées (planche II, figure 5 et 6).

Parfois, chaque mérithalle portait d'autres champignons différents, ce que nous avons montré dans notre dessin. Sous le mérithalle parsemé de pycnides de Coniothyrium, le Botrytis a éclaté (planche II, figure 5ac.) sur le suivant, le Pestalozzia (figure 5ab), tandisque les mérithalles inférieurs étaient recouverts des petits coussins épineux du Colletotrichum (fig. 5aa).

Parmi eux, le Botrytis est également apparu sur les baies en compagnie du rot livide, il les a dévorées au moment de leur pourriture et a enterré le rot livide, tandisque le Cytospora n'est encore apparu que sur les sarments aoûtés.

1. Colletotrichum Vitis n. sp.

Le 11 Juin, sur quelques mérithalles des pousses vertes européennes de Jabuka, je constatai de petits coussins noirs qui n'étaient autre qu'un *Colletotrichum* CORDA (STEIROCHAETE AL. BRAUN et CASP.), dont 30 espèces sont déjà connues. En Europe l'une d'elles détermine sur les légumes verts de la Fève des taches brunes; c'est le Colletotrichum Leguminum (Desm.) Pat. (C. Lindemuthianum), une autre espèce dévaste le Pois en Écuador (C. Pisi Pat.).

L'examen microscopique montre que sur «le lit» subépidermique, formé par des hyphes entrelacés, un hyménium se développe (planche XXIV, figure 209). Les filaments sporogènes à leur sommet renflé, désarticulent des spores arquées, aux bouts pointus, en forme de faucille. (Planche XXIV, figure 208.)

Lorsque la cuticule a éclaté, des poils longs, brunâtres, aux pointes épineuses sortent de l'hyménium (planche XXIV, figure 206, 207, 208).

Dans un état plus âgé, le lit (á) de l'hyménium s'est resserré en un faux parenchyme noir et grâce au développement ultérieur d'une partie des filaments sporogènes, un deuxième hyménium apparaît (h^2) situé en étage sur l'ancien déjà fané (h^1) (planche XXIV, fig. 208).

Ce nouvel hyménium produit aussi des spores, qui en se désarticulant peuvent infecter immédiatement les baies. *Des baies placées près de pousses malades devinrent d'un brun de rouille en l'espace de deux semaines, et sur leur peau apparurent de petites pustules saillantes, réceptacles des conidies décrites.*

Cette espèce de Colletotrichum diffère essentiellement du C. ampelinum Cavara, et ressemble surtout au C. Lineola Corda. D'après ses caractères, elle se révèle comme une espèce nouvelle.

Colletotrichum Vitis n. sp.

Acervulis gregariis (240—400 μ diam.), caulicolis, pulvinatis, flavido-brunneis vel atris, epidermide erumpentibus, epidermidis fragmentis demum cinctis, basi cellulis parenchymaticis contextis; setis in pseudoconceptaculum congregatis copiosis, rectis, hinc inde arcuatis, cylindraceo-conicis, cuspidatis, atro-brunneis, spurie compressis, basin rarissime 1—2 septatis et leniter inflatis (140 usque 160 μ longis, 6—9 μ latis); conidiis fusiformibus arcuatis, utrinque acutis, hyalinis nucleo cellular. 1 munitis (21—25 μ × 2·5 μ), basidiis intra setulas dense fasciculatis, filiformibus.

In sarmentis Vitis viniferae Hungariae, mense Junii. Differt: *C. Lineolae* CORDA (SACCARDO Sylloge Fungor. VIII. 736) setis crassis 140—160 μ longis, 6—9 μ latis non seriatis, acervulis basi cellulis parenchymaticis contextis, conidiis 1 nucleatis; *C. ampelino* CAVARA (SACCARDO Sylloge Fungor. X. 470) praecipue conidiis fusiformibus, arcuatis, utrinque acutis.

2. Botrytis cinerea Pers.

Certains mérithalles des pousses vertes européennes, attaquées par le rot livide, sont couverts de conidiophores de Botrytis,

qui dévorent les parties encore indemnes de l'écorce verte (planche II, figure 5ac). Mais c'est un cas assez rare. Par contre, le Botrytis est très fréquent sur les baies malades du rot livide.

Il acquiert de la vigueur en peu de temps, forme un feutre au moyen de ses filaments serrés, à la surface des baies, et enterre ainsi véritablement le rot livide.

La poussière grise (conidies) de ses conidiophores infecte les autres baies, au moment où commence le rot livide, et, de la sorte, à sa place apparaît une nouvelle maladie, le rot gris, qui achève la dévastation et dévore tout ce que le Coniothyrium a épargné.

Quand le développement du Botrytis touche à sa fin, nous apercevons sur les baies un revêtement cortical (a) brun-noir foncé (planche XXIV, figure 210), formé par l'entrelacement d'hyphes du Botrytis, au-dessous duquel une couche serrée (b), teinte par le bleu méthylique, vient se placer, suivie d'une zône (c) composée de filaments jaunes, courant parallèlement aux pycnides, et les couvrant directement.

C'est la couche protectrice du Coniothyrium, au moyen de laquelle il se défend contre les attaques du Botrytis.

Les pycnides produisent encores des spores, leur hyménium et leur «tapis» se colorent vivement par le bleu méthylique.

3. Pestalozzia uvicola Speg.

Sur les pousses vertes de Jabuka, dévastées par le rot livide, des pycnides de Pestalozzia uvicola sont apparues en même temps (planche II, figure 5ab et 6b). Examinées à la loupe, on remarque de petites pustules saillantes, émettant des masses de spores en forme de boudins (planche XXIV, figure 211).

On connaît jusqu'à ce jour cinq espèces de Pestalozzia sur les sarments de la Vigne. Ce sont: *Pestalozzia affinis Sacc. et Vogl; P. monochaetoides Sacc. et Ell.,* var. *affinis Sacc. et Briard; P. pezizoïdes De Not.; P. sarmenti Pass.; P. uniseta Tracy et Earle.*

Sur les baies on a constaté les espèces suivantes: *Pestalozzia Thuemenii Speg.; P. uvicola Speg.* (même sur les feuilles); *P. viticola Cav.* (SACCARDO Sylloge Fungorum XIII, pars II, p. 1325).

Les pycnides de Pestalozzia se développant sous l'épiderme des pousses vertes, affectent différentes dimensions (diamètre de 52 -107 μ) et produisent une grande quantité de spores sur l'hyménium qui recouvre leur enveloppe entière.

Les spores ont ordinairement la forme d'un fuseau, l'un des côtés étant ventru, les deux cellules médianes sont brunes, les deux extrêmes incolores.

Elles portent à l'un de leurs pôles 3—4 poils incolores (planche XXIV, figure 212) qui se ramifient soit directement à la pointe de la spore (1), soit reposent sur une courte pédicelle (2) qui est parfois longue et montre différentes ramifications (3).

La longueur des spores est de 24 μ, leur plus grande largeur de 6 μ, les plus longs poils atteignent jusqu'à 24 μ.

Au moment de la germination, les poils tombent généralement; j'ai observé la germination des spores même dans des préparations microscopiques montées dans de la glycérine, elles poussaient des tubes très longs, mais leur développement cessait ensuite (planche XXIV, figure 213).

Remarquons en passant que les spores du genre Pestalozzia sont douées d'une très grande vitalité. Par exemple, les spores du P. monochaeta, après avoir été cinquante ans dans un herbier, ont ensuite germé dans un liquide nutritif.[1]

L'espèce constatée sur les pousses vertes de Jabuka ressemble davantage au *P. uvicola*, quoiqu'elle puisse être regardée comme une nouvelle espèce en établissant une distinction basée sur le nombre des poils. J'ai souvent rencontré sur les baies de la Vigne des Pestalozzia, j'en parlerai ailleurs.

4. Cytospora ampelina Sacc.

Sur les baies recueillies le 6 Novembre à Csantavecz, sur les pousses de vignes européennes de Jabuka (le 11 Juin) et de Siklós (le 20 Août), des taches noires, oblongues, dures se sont présentées. Ces parties de Vigne étaient d'ailleurs toutes dévastées par le rot livide.

Les taches noires et dures étaient les fruits d'un Cyto-

[1] Crié. Dans les Annales des Sciences Naturelles. Bot. 4e Série. VII. 1878. p. 35—36.

spora, de forme plate, lenticulaire ayant à leur surface des ostioles ronds (56 μ) ou oblongs (120 μ × 56 μ) avec des marges noires (planche XXIV, figure 214).

Leur enveloppe de faux parenchyme se composait de plusieurs assises, l'intérieure incolore était recouverte extérieurement d'une écorce noire, serrée.

Le stroma, qui forme le fruit produit dans sa cavité, de fausses cloisons qui subdivisent le fruit en logettes.

L'enveloppe du fruit est intérieurement tapissé d'un hyménium (planche XXIV, figure 215_1) formé de minces filaments sporogènes très serrés l'un contre l'autre, *dont les bouts sont courbés comme des crochets après la désarticulation des spores* (figure 215_2).

Les spores désarticulées sont droites, en forme de bâton, arrondies à leurs extrémités, incolores (long 8 à 10 μ, larg. 2 μ) (figure 215_3). Le fruit a environ 800 μ de long. et 160 μ de haut. Il appartient plutôt au *Cytospora ampelina* SACCARDO, *mais en diffère en ce que ses spores sont moitié moins longues (au lieu de 16 × 2·5 μ, 10 à 8 × 2 μ seulement) et que les filaments sporogènes après la production des spores sont courbés en crochets et ne sont point aplatis à leurs extrémités, mais ronds.*

Autres champignons.

Les pycnides du rot livide peuvent être attaquées directement par des espèces du genre *Chaetomium* et *Capnodium*.[1] Les filaments myséliens de ces parasites, rayonnant autour

[1] BRADEN, H. Der Russthaupilz (Capnodium) und Pulvinaria Vitis. Landwirtschaftl. Zeitschr. f. d. Rheinprovinz. 1901. No. 33., p. 388.

v. SCHILLING. Russthau im Weinberge. Prakt. Rathgeber im Obst- und Gartenbau. 1901. No. 42., p. 404—405.

WEISS, I. E. Der Russthau (Capnodium salicinum). Prakt. Blätter f. Pflanzenschutz. 1901. No. 9., p. 71—72.

ZEISIG, R. Das Auftreten des Russthaues am Weinstock. Mitth. über Weinbau u. Kellerwirthschaft. 1901, p. 149—151.

LÜSTNER, G. Ueber den Russthau der Rebe und dessen Einfluss auf diese und den Wein. Weinbau und Weinhandel. XX. 1902. No. 3., p. 21; No. 4., p. 40—41. et Mitth. über Weinbau u. Kellerwirthsch. 1902. No. 1. p. 6—15.

de l'ostiole des pycnides, les bouchent complètement de sorte qu'elles ne peuvent point disséminer leurs spores brunes et mûres.

Bien souvent les espèces de *Diplodia* élisent aussi domicile dans les pycnides du rot livide, et peuvent être confondues avec «le tissu fendant».

Verticillium. J'ai aussi constaté les conidiophores du Verticillium sur certaines pycnides, poussant à travers l'ostiole. A mon avis, les prétendus conidiophores du black-rot, sortant des sclérotes, ne sont pas autre chose que des conidiophores de Verticilles.

J'en ai vu de semblables sur les sclérotes du Botrytis et si l'on n'y avait pris garde, on aurait pu croire qu'il s'agissait du black-rot (à cause de la ressemblance avec la figure de SCRIBNER, publiée par VIALA).

XIV. CHAPITRE.

Remarques systématiques.

On range actuellement env. 140 espèces dans le genre Coniothyrium, vivant sur les plantes nourrices les plus différentes.

Les espèces du Coniothyrium ne sont en majeure partie que des formes de développement des autres champignons.

On ne saurait les classer au point de vue systématique que si l'on connaît minutieusement tout leur développement. L'évênement a prouvé par exemple que le *Coniothyrium Fuckelii Sacc.* n'est autre que la forme pycnidienne de *Leptosphaeria Coniothyrium Sacc.*, auquel on peut ajouter, en tant que spermogonie, le *Septoria Sarmenti Sacc.*

I. Espèces vivant sur Vitis vinifera:

1° *Coniothyrium Diplodiella (Spegazzini) Saccardo,* sur des baies, des pousses *et des feuilles.*

2° *Coniothyrium insitivum Saccardo* sur le sarment.

3° *Coniothyrium Vitis Delacroix* sur des sarments dépéris.

II. Espèce vivant sur les feuilles de la Vitis Berlandieri Planchon, V. Candicans Engelmann et V. cinerea Engelmann:

4° *Coniothyrium Berlandieri Viala* et *Sauvageau.*

On peut beaucoup discuter sur la distinction de ces espèces. On ne connaît que le *C. Diplodiella,* d'une façon plus détaillée. Cette espèce est rangée par Berlese dans le genre *Metasphaeria,* mais sa nouvelle place n'est pas encore établie d'une façon incontestable.

Les macro- et micropycnides de *C. Berlandieri* seules ont été décrites, tandisque le *C. Vitis* et *C. insitivum* n'ont été décrits qu'à la base des macropycnides.

Les spores de ces espèces montrent les dimensions suivantes (tirées à l'exception de C. Diplodiella, de la littérature):

1. *C. Vitis* 2·5 × 4·5 μ, forme ovale;
2. *C. insitivum* 2·5—4 × 4·5—7 μ, forme oblongue-ovale;
3. *C. Diplodiella* 4×8, 8×8, 8×12, 9×12 μ, forme ovale (ovoïde);
   9 × 12, 9 × 13 μ, forme de poire (pyroïde);
   4×12, 5×12, 6×12 μ, forme de nacelle (cymbelloïde);
4. *C. Berlandieri* 6·3 × 16 μ, forme de poire.

Le C. insitivum et le C. Vitis correspondent, à mon avis, probablement aux variétés du C. Diplodiella, d'après de très maigres descriptions.

Les pycnides du premier sont doubles (jumelles ?), mais leurs dimensions ne sont point indiquées; les pycnides du second sont petites (diamètre 60 μ) et ses filaments sporogènes (basides) ne sont point visibles (?).

Les spores de *C. Berlandieri* divisées parfois en deux cellules, ont des membranes fort épaisses; c'est la seule espèce viticole qui doit être maintenue dans ce genre (même provisoirement), quant au *C. Diplodiella*, il est déjà certain qu'il appartient à un autre genre.

*

Je distingue 3 sous-espèces de C. Diplodiella, d'après la forme et la grosseur des spores:

1. N. subspec. macroconidiis praecipue subellipticis vel ovoideis 4—8—9 μ latis, 8—12 μ longis.

— N. var. ostiolo annulo atro 24 μ lato circumcincto.

2. N. subspec. macroconidiis pyriformibus vel pyroideis 9 μ latis, 12—13 μ longis.

3. N. subspec. macroconidiis subnavicularibus vel encyonemoideis, 4—5—6 μ latis, 12 μ longis.

In baccis, sarmentis, foliis Vitis viniferae, Vitis Rupestris monticolae, Vitis Labruscae, Vitis Solonis, Vitis Ripariae, Hungariae.

La place systématique du Coniothyrium Diplodiella est encore douteuse, VIALA et RAVAZ[1] (en 1894) ont créé pour lui le genre *Charrinia* (Sphaeriaceae, Hyalophragmieae), mais BERLESE[2] croit d'après la description, qu'ils en donnaient pouvoir le ranger dans le genre *Metasphaeria*.

Cette question n'est soluble, qu'après l'examen des périthèces, c'est pourquoi je préfère encore son ancien nom donné par SACCARDO.

Synonymes.

1. *Phoma Baccae* CATTANEO, in PIROTTA I funghi parassiti dei Vitigni. 1877, p. 56.

2. *Phoma Diplodiella* SPEGAZZINI, Ampelomiceti Italici. Rivista di Viticoltura ed Enologia Italiana. Conegliano. 1878. No. 4, p. 339.

3. *Coniothyrium Diplodiella* (SPEGAZZINI) SACCARDO, Sylloge Fungorum. III. 1884, p. 310.

4. *Phoma Briosii* BACCARINI, Intorno ad una malattia dei grappoli dell'uva. Milano. 1886.

5. *Charrinia Diplodiella* (SPEGAZZINI) VIALA ET RAVAZ, Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. 20 Août 1894.

6. *Metasphaeria Diplodiella* (VIALA ET RAVAZ) BERLESE, Lo stato ascoforo del Coniothyrium Diplodiella. Rivista di Patologia Vegetale. III., 1894, p. 104.

Différences entre le rot livide et le rot noir.

Malgré des différences essentielles entre les deux maladies, les profanes peuvent encore facilement les confondre.

Un des symptômes les plus caractéristiques du rot noir consiste dans l'infection des feuilles en forme de piqûres d'aiguille. Celles-ci se développent avec une extrême rapidité et atteignent en 12 heures leur grandeur définitive, formant des taches brunes, faciles à confondre par les inexpérimentés avec celles causées par le Plasmopara, Phyllosticta ou Coniothyrium.

[1] VIALA et RAVAZ. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. 20. Août 1894. — Sur le Rot blanc. Revue de Viticulture. II. 1894. p. 197.

[2] BERLESE, A. N. Lo stato ascoforo del Coniothyrium Diplodiella. Rivista di Patologia Vegetale. III., 1894. p. 104.

Mais sur les taches du rot noir apparaissent très tôt de petites pustules brillantes noires, semblables à de la poudre (les pycnides), tandisque sur les taches de Plasmopara, on ne voit pas de pareilles formations.

Les taches de *Phyllosticta Bizozzeriana* (observées par moi en Hongrie) présentent à la vérité de minuscules pustules, mais *les taches ont des bords singulièrement brûlés avec une moulure grisâtre un peu saillante.*

Le *Phyllosticta* n'attaque point ordinairement les baies (d'après mes observations), se développe lentement et se propage à peine. Rien de la rapidité de développement, si caractéristique pour le rot noir.

Les taches du Coniothyrium sont grandes, allongées, *couleur de tabac et laissent former des pustules facilement reconnaissables.*

Le rot livide sur les baies forme premièrement les zônes caractéristiques dites «de l'arc-en-ciel», et prend tout d'abord une couleur livide, rouge, couleur de givre, puis grise, le tout si caractéristique, et les pustules brunes sont si apparentes, qu'on ne saurait les confondre avec les baies attaquées par le rot noir.

Il est vrai que la baie altérée par le rot noir présente au bout de vingt-quatre ou de quarante-huit heures, une coloration rouge-brun livide. Mais sa surface est encore lisse et non déformée, et la pulpe est un peu molle, spongieuse moins juteuse qu'à l'état normal; on peut grossièrement le comparer aux grains grillés et échaudés. Bientôt après il commence à se rider en prenant une teinte plus foncée vers le point où l'altération a débuté; puis il se flétrit peu à peu et successivement; au bout de trois ou quatre jours, il est complètement desséché et d'un noir très foncé, avec reflets bleuâtres. Il n'y a donc pas réellement pourriture, mais bien dessication.[1]

Reste encore la baie noire, c'est-à-dire la dernière phase 7 de la destruction lente, la dévastation ultérieure de la baie en couleur grise, décrite par moi; mais c'est un fait très rare dans la nature, *cette baie est aussi complètement pourrie, juteuse, et, dès qu'on la touche, elle coule comme les autres,* et ne se développe

[1] VIALA, P. et RAVAZ, L. Le Black-Rot et le Coriothyrium Diplodiella. II. Edit. 1888. p. 10–11.

qu'à une température constamment humide et chaude, dans un endroit bien abrité.

Mais dans ce cas, l'examen au microscope révèle *des spores brunes,* tandisque les spores du rot noir demeurent toujours *incolores.*

Les spores du rot livide même incolores et ovoïdes présentent une extrémité effilée ou allongée en bec. On n'observe jamais pareille chose dans les spores du rot noir qui sont toujours ovoïdes-globuleuses et, arrondies aux deux bouts et incolores.

Les dimensions n'ont pas même ici une grande valeur pratique.

Les différences dans la structure des pycnides ne sont pas non plus extrêmement frappantes ; il est vrai qu'ordinairement dans les pycnides du Coniothyrium, l'hyménium ne se développe qu'à la base, *mais il arrive aussi bien souvent que sa voûte en est toute garnie,* ce qui, à ce point de vue, empêche peut-être de la distinguer de la pycnide du rot noir.

Nous devons en ce cas nous en tenir aux spores puisque, comme je l'ai déjà mentionné, toutes les spores du rot livide se terminent en forme de bec ou sont effilées, et que, si la forme ovale dominait, on trouverait cependant parmi elles la forme en poire *qui empêche toute confusion avec le rot noir.*

Quand les spores du rot livide sont mûres, elles deviennent brunes, marque distinctive d'une haute importance et l'on rencontre de semblables spores brunes même dans les jeunes pycnides.

Mais si nous continuons notre examen des autres facteurs de maladies, ressemblant en quelques points au rot noir, nous trouvons les parents du *Guignardia Bidwellii* (champignon du rot noir), le *Guignardia (Macrophoma) flaccida* et *G. (Macrophoma) reniformis.*

Sans parler de légères différences extérieures, on peut facilement distinguer ces espèces par leurs spores incolores, puisqu'elles sont oblongues, fusiformes, ou en forme de bâtons arrondis aux extrémités et diffèrent beaucoup des spores du rot livide et du rot noir.

Les champignons en question c'est-à-dire ceux du *Guignardia reniformis* et du *G. flaccida* ne causent point de dégâts

chez nous ; mais il ne faut pas s'y fier, car les cryptogames se multiplient prodigieusement dans des circonstances favorables et déterminent alors un véritable fléau. Les Russes partagent cette opinion au sujet de l'épidémie du rot noir dans lequel ces deux champignons jouent un certain rôle.

Inutile d'insister plus longtemps sur ce sujet. L'apparition du rot livide peut être constatée sous toutes ses formes, au moyen des dessins coloriés ci-joints représentant les parties attaquées les plus différentes de la Vigne.

Mais pour que le public des viticulteurs de Hongrie puisse s'orienter en toute sécurité, je me permets d'attirer son attention sur *l'Institut Central Ampélologique Roy. Hongr.* de Budapest, qui étudie gratuitement, soit sur place, soit sur les envois qu'on veut bien lui faire, les différentes maladies de la vigne.

XV. CHAPITRE.

Traitement du rot livide.

Dans tout traitement, contre les maladies cryptogamiques, on doit veiller avec le plus grand soin :

1. à la pureté des remèdes, et à leur préparation aussi exacte que possible,

2. à leur fraîcheur,

3. à la distribution la plus égale, la plus fine et la plus dense,

4. à ce que les organes à protéger soient soignés minutieusement,

5. à ce que le travail des ouvriers soit exécuté d'une façon consciencieuse,

6. il faut tenir compte du moment de la journée et des conditions météorologiques, dans lesquelles on opère,

7. il faut également veiller au traitement du sol.

Traitement des pousses vertes ou du feuillage en général.

Vers le commencement de l'été le rot livide: 1. *se présente par endroits sur les pousses vertes sous forme de brûlures,* ou 2. *il attaque des souches en groupes* par le voile, et détermine *l'apparition de la maladie en foyers* que j'ai le premier observée et décrite. C'est la forme la plus dangereuse.

1. **Maladie en foyers**. Les groupes des souches malades sont faciles à distinguer, à leur feuillage fané. C'est dans ces foyers que le rot livide doît être le plus énergiquement combattu.

Ces foyers se reconnaissent facilement aux flétrissures du feuillage à partir du voile, et à leur couleur vert-sale. Sur les mérithalles inférieurs, l'écorce se détache en lanières effilées, et le voile fané ne tarde pas à sécher. Il est parsemé de petites

pustules couleur de terre ou brunâtres, si bien qu'on le dirait poudré de sable fin.

Sur les pousses dévastées, comprimées, d'un sale verdâtre-noirâtre, de pareilles pustules apparaissent également.

Le traitement s'opère de la façon suivante: Couper immédiatement les pousses jusqu'aux mérithalles sains, sans épargner celles qui pourraient être encore indemnes, enlever aussitôt les débris coupés et les brûler immédiatement après.

Sulfatager soigneusement avec de la bouillie bordelaise à 4 % les sarments ainsi taillés, et renouveler le sulfatage pendant 3 à 4 jours, puis les poudrer de sulfate de cuivre, afin d'empêcher le développement et la pénétration des spores (l'infection ultérieure des plaies) qui y seraient restées.

Mais le sulfatage des souches malades ne suffit point. Il faut encore sulfatager le feuillage des souches voisines du foyer.

Si les conditions du lieu le permettent, je conseille encore un autre procédé, qui consiste à pulvériser les souches taillées avec du pétrole et à y mettre le feu, ceci d'ailleurs ne doit être fait, que si la maladie a pris un extension trop considérable et déjà dévasté toutes les pousses. Les souches, au bout d'un temps plus ou moins long, produiront de nouvelles feuilles sur leurs pousses axillaires et seront sauvées pour l'avenir. Autrement les souches elles-mêmes en souffrent et peuvent même dépérir.

S'il s'agit d'un cas trop délaissé, il faut également pulvériser les souches (le feuillage) au pétrole, déchausser les souches, les enlever et les brûler, et après avoir arrosé le sol de pétrole, y mettre le feu afin d'anéantir les spores qui s'y trouvent. Mais ce n'est point encore suffisant.

Si des foyers se trouvent dans le vignoble, la maladie peut se propager, et, sur le feuillage de ceps sains, des spores prêtes à germer peuvent déjà se trouver. Aussi, quand nous nettoyons les foyers, devons-nous en même temps protéger les ceps encore sains sur toute l'étendue du vignoble, en les sulfatageant tout d'abord avec de la bouillie bordelaise à 2 % à des intervalles de 3 à 4 jours, pour empêcher l'infection provenant des spores germées.

Par les temps pluvieux, chauds, le sulfatage doit être continué le plus énergiquement, la germination s'opérant rapidement.

2. **Les pousses, montrant des tâches semblables à des brûlures** sont moins dangereuses.

Il faut examiner les vignes, au commencement de Juin (en Hongrie), ou plus tôt, et couper les pousses tachetées et les brûler, afin d'empêcher le développement ultérieur.

Toutes ces mesures ne tendent qu'à diminuer la germination des spores, ou à entraver partiellement leur pénétration.

Mes recherches ont prouvé, que de cette façon nous ne pouvions tuer sûrement, les spores, douées d'une résistance extraordinaire.

Traitement des grappes.

J'ai déjà au commencement de ce travail décrit et représenté 1° la maladie des plus jeunes grappes, 2° j'ai signalé également l'autre forme qui se présente sur la grappe portant des baies mi-développées, et 3° la dévastation des grappes en voie d'aoûtement.

1° La maladie des plus jeunes grappes sera supprimée, si lors du traitement du feuillage nous taillerons les pousses même au-dessous des grappes malades (planche XX, fig. 156 à 157).

2° La maladie des grappes à baies mi-développées, n'est que sporadique, mais de nature très dangereuse, en ce sens qu'elle récèle également la troisième forme. Le dessin 163 de la planche XX est si caractéristique, qu'on peut facilement reconnaître les grappes attaquées.

Je ne recommanderai pas de traiter les grappes une par une, ce serait un travail trop pénible, et d'ailleurs si la maladie s'arrêtait, la grappe n'en serait pas moins mutilée et l'infection pourrait encore y reparaître par la suite.

Il vaut donc mieux éloigner et brûler de pareilles grappes, c'est une opération qui exige beaucoup de temps et de peine, mais malgré tout, le traitement est plus fatiguant encore.

3° La maladie attaquant les grappes en véraison, mi-mûres est la plus dangereuse et la plus importante. Il est facile de reconnaître les grappes attaquées, celle du milieu de la planche XXI est très caractéristique.

Bien souvent, la maladie apparaît si rapidement, que toutes

les baies deviennent immédiatement couleur de terre, comme les baies situées au milieu de cette grappe.

Dans les raisins blancs, la zône arc-en-ciel n'est-elle point une marque distinctive pour tous les cas. *Les couleurs de terre sans éclat, ou café au lait sont les plus caractéristiques.* Il arrive qu'un côté de la baie présente cette couleur, tandisque l'autre est d'un gris de plomb.

Sur les grappes en véraison, la maladie éclate soit en masse (par une température humide) ou sporadiquement (en temps secs).

Dans ces deux cas, nous devons tâcher d'étouffer la maladie, et d'empêcher sa propagation.

Mais c'est là précisément que réside la difficulté. Les expériences faites chez nous ou en Amérique, en sont une preuve.

Il faudrait sulfatager et poudrer les grappes assez de fois pour qu'elles soient, pour ainsi dire, constamment couvertes de remède, afin d'empêcher la pénétration des spores. Pour le sillon d'articulation de la baie, le danger de l'infection est permanent, non point à travers les nectaires, mais parce que les spores accumulées dans cette sécrétion douce germent facilement à cet endroit bien abrité.

En ciselant soigneusement les grappes, nous ouvrons un chemin au liquide de traitement, nous diminuons le frottement des baies (empêchant le revêtement de cire d'être enlevé), ce qu'on facilite encore en écartant les feuilles aoûtées, qui recouvrent les grappes.

Les baies étant toutes assez résistantes, je ne trouve pas antirationnel *de badigeonner les grappes malades.*

Dans la défense de la grappe, la partie qu'il importe de traiter le plus spécialement est la pointe ; je recommanderai de plonger les grappes (aux treilles) dans une bouillie au moyen d'un récipient. Ce procédé aura l'énorme avantage d'accumuler la bouillie coulant, à la pointe de la grappe et de la protéger spécialement contre toute infection venant d'en bas.

Il est vrai que les précipités atmosphériques enlèvent facilement le moyen de traitement, mais cette bouillie plus diluée coule en partie sur la rafle, en partie sur les baies et est cependant utile.

Le traitement des pédicelles (compris dans le badigeonnage des grappes), est surtout fort important pendant l'époque de susceptibilité.

En résumé, je recommande provisoirement pour la conservation des grappes un traitement alternatif, par le sulfatage et le soufrage à la poudre sulfo-cuprique.

L'examen des baies malades a prouvé que le traitement est absolument inefficace comme curatif contre le rot livide, aussi longtemps que la cuticule des baies malades n'est pas encore fendue.

Aussi je recommande de recueillir et de brûler tout ce qui est possible et ensuite, — dès que des baies terreuses apparaissent d'inonder les grappes avec de bouillie bordelaise à 3%.

Les jeunes pelotes où commencements de pycnides, éclatant à travers les brèches de la cuticule, qui vient de se fendre, seront mouillées et la bouillie bordelaise en partie absorbée à travers les brèches, peut arrêter ou entraver un développement ultérieur des spores.

Aux endroits où la maladie s'est mieux développée, c'est-à-dire sur les baies dites «couleur de givre»» le liquide peut transsuder, à travers l'enveloppe pas encore subérifiée des jeunes pycnides, et parvenant grâce aux hyphes et à «la couche de tapis», dans l'hyménium, y diminuer la désarticulation, la formation des spores.

Les états allant de la phase «grain livide» jusqu'à la phase dite «grain couleur de givre», sont ceux dans lesquels le traitement agit avec le plus d'efficacité.

Quand la masse des spores s'est déjà développée à l'intérieur des pycnides et que l'enveloppe (péride) s'est déjà subérifiée, le traitement devient fort difficile, le liquide ne pénétrant pas à travers ces fruits et ne passant que très difficilement à travers l'ostiole.

Mais si nous renouvelons continuellement la couche, *après que l'ostiole de la pycnide s'est ouvert,* la bouillie pourra peut-être parvenir jusqu'à la masse des spores.

On peut ainsi entraver la croissance des filaments germinatifs, développés par hasard, et le liquide de traitement transsudant à travers l'ostiole, sera, grâce à la «couche du tapis»,

absorbé de plus en plus dans la pycnide, pourra dévaster l'hyménium, et pénétrer à travers la masse de mycélium constituant «le lit» et «le pied» de la pycnide, à l'intérieur de la baie et empêcher le développement ultérieur d'hyphes qui s'y forment en grande quantité.

Ainsi, le traitement constant, à de courts intervalles, nous permet de profiter judicieusement des divers états que j'ai signalés et de retourner ensuite le développement contre l'organisme pathogène en combattant l'ennemi par ses propres armes. Nous pouvons au moins empêcher le développement ultérieur des pelotes et pycnides et diminuer le nombre des pycnides mûres.

Grêle. En cas de grêle, le traitement contre le rot livide doit être exécuté immédiatement et le plus strictement possible. Plus nous retardons, plus le danger d'infection est grand.

Il faut répandre le liquide de traitement sur les grappes et les pédicelles, — et c'est alors que le bain peut rendre de grands services, — mais nous ne pouvons l'employer que dans les Vignes à treilles. Le lendemain du sulfatage, je recommande le soufrage, puisqu'il s'agit de diminuer le danger d'infection résultant de la grêle.

L'infection ne se produit pas seulement par les blessures ouvertes provenant de la grêle, mais les meurtrissures, la compression des épidermes des baies et des pédicelles, aux endroits touchés par la grêle, la destruction des tissus situés au-dessous, peuvent également produire des altérations qui facilitent la pénétration des spores. J'ai déjà signalé de quelle importance était le revêtement cireux et de quel danger était son enlèvement, c'est un point à considérer dans le cas de la grêle.

Sarments. Ainsi que je l'ai déjà souvent dit, en ce qui concerne la production et surtout l'aoûtement des sarments, il est fort utile de les sulfatager par les bouillies cupriques. Tous les auteurs modernes sont d'accord sur ce point.

En ce qui concerne le rot livide, il faut y veiller soigneusement, puisque le traitement empêche même le développement des champignons qui l'accompagnent comme le Botrytis.

Sur les pieds-mères américaines où la maladie a déjà porté ses ravages on doit, dès le mois de Juin, pratiquer le traitement.

Le badigeonnage avançant trop lentement, il faut sulfatager de bonne heure les ceps attaqués les années précédentes, avec une bouillie ou solution très forte, et surtout à l'endroit où les sarments ont été blessés pendant l'accolage.

Les sarments présentant des lésions ou des ravages provenant du rot livide (facilement reconnaissables au bas des dessins ci-contre) doivent être enlevés du cep et brûlés.

Floraison. Pour la défense des grappes, on doit commencer le sulfatage aussitôt après la floraison, parce que comme je l'ai démontré dans le cas de Jabuka, même les plus jeunes grappes peuvent être dévastées dès ce moment.

Je ne conseillerais cependant point le sulfatage au moment de la floraison, mais seulement quand les jeunes baies ont 2 mm. de grandeur.

Rognage. Ainsi que je l'ai démontré, les pousses tombent facilement malades à travers les blessures ouvertes, faites au rognage. Nous devons donc veiller à ce que les plaies en résultant soient dans une certaine mesure désinfectées, ce qui ne peut s'obtenir partiellement que par le sulfatage des pousses aussitôt après le pinçage, avec une bouillie à 3°/₀ ou une forte solution et si le temps est humide, plusieurs fois administrée à des intervalles de 1—2 jours.

Les tissus s'ouvrant sur les blessures, sont un terrain nutritif extrêmement favorable à la germination des spores qui y tombent, aussi doit-on s'efforcer d'enrayer autant que possible la germination. Ceci est d'autant plus important, que les tubes germinatifs des spores peuvent facilement pénétrer dans les tissus mous albuminoïdes du liber et les tissus succulents de l'écorce; l'épiderme et la cuticule défensive, ainsi que la couche de cire n'existant plus.

C'est ce que montre clairement la figure 1 du chapitre sur la dévastation des pousses européennes.

Nos recherches sur la dévastation de la baie ont prouvé que par les matières nutritives qu'il contient, le liber est le propagateur préféré du rot livide. Aussi devons-nous empêcher la pénétration du rot au moment du pinçage. Par le sulfatage, les combinaisons albuminoïdes contenues dans les cellules de la plaie ouverte seront coagulées, et les contenus des cellules formeront

ainsi une couche protectrice empoisonnée et provisoire contre la pénétration du parasite.

Accolage. Nous devons aussi veiller soigneusement à l'accolage, à ce que les pousses ne se blessent, ne se cassent point, car en ces endroits, le rot livide peut attaquer facilement. La même observation s'applique au traitement des pieds-mères américaines.

Débourrage, et premiers travaux au printemps. Ils sont aussi d'une grande importance pour le développement ultérieur de la maladie. Sur les pieds-mères américaines l'infection des pousses se fait généralement dans la terre elle-même, et les spores cachées dans la terre après y avoir séjourné pendant l'hiver (car le froid n'altère pas leur vitalité, voir mes expériences sur la germination des spores Chapitre VII), germent au printemps sous l'action de la chaleur et peuvent facilement contaminer les pousses. C'est ce que nous pouvons constater dans les :

boutures de pépinière. L'infection se produit de la même façon ; en outre, de pareilles boutures venant des pépinières peuvent même propager le rot livide. Les lésions sur le col des souches européennes, la formation du callus annelé qui se présente en cet endroit, ainsi que je l'ai constaté dans plusieurs cas, peut s'opérer de cette façon le plus facilement.

Marcottage. J'ai également constaté la présence du rot livide même sur les marcottes. Le col des souches développées — provenant de marcottes — semble porter des broussins, mais on y peut reconnaître facilement l'incision annulaire complète ou partielle, *ainsi que les pycnides concluantes.*

Naturellement, comme dans le cas précédent, la question qui se pose d'elle-même est celle-ci : d'où viennent les spores qui sont dans le sol, surtout quand le quartier en question ne renfermait pas auparavant de rot livide ?

L'explication la plus vraisemblable est que l'eau de pluie, en ruisselant d'endroits plus élevés, les a transportées. Le vent est aussi parfois un agent de transmission et plus rarement les *boutures attaquées.*

J'ai eu l'occasion de voir un vignoble dévasté par le rot livide, dans lequel la pluie avait charrié les grappes des-

séchées (la dévastation rapide y régnait), et formait de véritables barricades. Les baies étaient complètement recouvertes de pycnides et les spores ont été emportées et répandues par l'eau.

Aussi, au moment du débourrage, du bouturage, du marcottage faudrait-il, pour empêcher l'infection par le rot livide, dans les vignobles où il s'est établi, détruire les spores abritées dans le sol.

Il faut veiller à ce que le sol soit traîté avec le plus grand soin; tout d'abord on doit arracher les mauvaises herbes et détruire la végétation qui se trouverait au pied des vignes, et offrirait aux cryptogames ennemis un excellent lieu de refuge, en outre il faut également traiter les mauvaises herbes qui continuent à pousser afin d'anéantir les spores qui pourraient s'y trouver.

J'insiste à présent tout spécialement sur le traitement du sol dénudé. Pendant tous les labours intéressant le sol il faudrait sulfatager partout fortement le sol des vignobles infectés, afin d'affaiblir les germes renfermés dans la terre, et empêcher ou de moins entraver leur pénétration. On arrêterait ainsi l'extension d'un grand nombre de maladies.

Mais les moyens de traitement en usage actuellement exigeraient trop de peine et d'argent pour arriver à des résultats satisfaisants.

*

Je me suis efforcé, en tenant compte des circonstances présentes d'expliquer le mode de traitement du rot livide avec les moyens actuels, employés sur la base de mes recherches.

Mais il s'agit ici d'un cas tout-à-fait spécial, puisque ce sont les baies en voie d'aoûtement qui souffrent le plus, et ainsi que SELBY et HICKS l'ont également dit: il est très difficile de se protéger contre le rot livide, car il atteint son plus grand développement aussitôt avant l'aoûtement, quand les bouillies bordelaises et les autres moyens encore plus persistants peuvent facilement détruire la qualité et la valeur du raisin. Il faut donc, d'après eux, commencer le sulfatage avant la floraison et en faire 8 à 9 jusqu'à l'aoûtement pour que le raisin soit sauvé. On ne procède pas autrement en Ohio, pour sauver la récolte.

Nous avons cherché des moyens 1. dont l'emploi ne soit pas nuisible, 2. capables de tuer les spores du rot livide.

Nous avons expérimenté la multitude des remèdes employés et préconisés jusqu'alors pour la pratique. Le résultat, ainsi que le montrent les tableaux de destruction des spores, a été déplorable.

Mais au cours de nos recherches, nous sommes parvenus à trouver des moyens, qui tuent les spores du rot livide même dans une solution à 2 à 3⁰/₀, et qui sont destinés au traitement surtout curatif des grappes, puisqu'elles ne sont point brûlées, et qu'il ne reste sur la grappe aucune matière nuisible à la santé ou à la qualité du moût, qu'une poudre extrêmement fine et absolument neutre, qu'on peut facilement laver.

Les nouveaux moyens signalés par nous sont des fungicides de premier ordre. Les résultats de nos expériences consignés dans les Tableaux du XII Chapitre, démontrent suffisamment le pouvoir fungicide des liquides I et II.

Le traitement spécial par ces nouveaux remèdes fera, — dès que les circonstances le permettront — l'objet d'une publication ultérieure.

La fabrication de ces nouveaux moyens, tirés du groupe des bisulfites, et leur emploi est extrêmement simple et bon marché.

Explication des Planches.

Les dessins microscopiques sont exécutés à l'aide de l'appareil d'Abbe.

PLANCHE I.

Vitis vinifera.

Figure 1. Apparition du rot-livide sur les feuilles. Autour des nervures principales de la feuille se présentent des taches brunes, parsemées de pycnides (Jabuka, comté de Temes, Juin 1901).

Figure 2. Partie d'une pousse à moitié lignifiée montrant vers sa base l'enlèvement fibreux de l'écorce desséchée.

Figure 3. Pied de Vigne mort, les pousses contaminées sont complètement desséchées, le bois formant un tube vide. Le feuillage desséché est tombé.

Figure 4 a). Partie supérieure d'une pousse taillée au rognage (le 19 Septembre, Kamenitza), à *cs* on a coupé le mérithalle, la partie restée tombe malade, et les pycnides la recouvrent, à *n* le rognage a été exécuté immédiatement au-dessus d'un noeud, on voit s'y former une cicatrisation et la maladie ne se répand pas plus loin.

b) La même en section longitudinale. La partie de la pousse restée peut non seulement contaminer le mérithalle inférieur, mais encore la pousse latérale, dont la moëlle est devenue jaunâtre et dont le bois (f) commence à dépérir ; p = pycnides.

PLANCHE II.

Vitis vinifera.

Figure 5 a). Pousse verte attaquée sur le voile. Le voile jaunit et meurt. La partie supérieure desséchée de la pousse, se désarticule et tombe. Les pycnides se montrent sur le mérithalle suivant *d*, quant aux autres, ils sont attaqués en *c* par le Botrytis cinerea, en *b* par le Pestalozzia uvicola, en *a* par le Colletotrichum Vitis n. sp.

b) Le voile fané, mort, aplati et détruit, présente des côtes sur sa surface.

Figure 6. La contamination se répand du voile sur les mérithalles inférieurs dont la surface présente de longs et profonds sillons, comme si la pousse avait été fasciée. Le septième mérithalle encore sain, a conservé sa forme régulière, en *a* on remarque les pycnides du rot-livide, en *b* celles du Pestalozzia uvicola.

Figure 7. Pousse verte dévastée davantage, parsemée de pycnides.

Figure 8. Partie de mérithalle bruni, vue à la loupe. La pousse a été complètement aplatie, et porte des pycnides saillantes, qui transpercent l'écorce.

Figure 9. La moëlle commence à dépérir, elle est brunâtre, humide, mucilagineuse.

Figure 10. Moëlle à cloisons. Marche du cloisonnement sur une pousse fendue en deux.

Figure 11. Les cloisons disparaissent.

Figure 12. Il ne reste de la pousse desséchée qu'un tuyau de bois, la moëlle a complètement dépéri, seuls, les diaphragmes résistent à la maladie.

PLANCHE III.

Vitis vinifera.

Figure 13. Pousse desséchée du haut en bas, entièrement parsemée de pycnides. (Siklós, Juillet 1901.)

Figure 14. Pousse coupée en deux, le diaphragme montre des cloisons, l'autre partie de la moëlle est jaune, sèche, homogène.

Figure 15. Apparition des pycnides vue à la loupe sur la même pousse.

Figure 16. a) et b). Tuberculose de la Vigne. Sous les noeuds, il se produisit 3 à 4 protubérances calleuses (t).

Figure 17. Section transversale au-dessous d'un noeud, avec les protubérances (t).

Figure 18. Section transversale du voile dépéri. Aplati et détruit, il présente en chacune de ses côtes un fascicule de collenchyme en forme de fer à cheval (c). Les pycnides (p) se développent toujours sur les côtes. Les cellules rondes rougeâtres de l'écorce (k) sont remplies de tanin. Les fibres libériennes et sclérenchymatiques font défaut. La moëlle est comprimée.

Zeiss-Greenough : microsc. binocul. grossiss. 25.

Figure 19. Section transversale d'une pousse malade fasciée. La moëlle brune est comprimée et forme une bande étroite. Chacun de ces 36 faisceaux libéro-ligneux se compose d'une partie de bois plus âgée, d'une autre non encore lignifiée, et du liber mou, couronné de groupes de sclérenchyme (scl). L'ensemble des faisceaux est entouré d'une assise (h) de deux couches de cellules (gaîne de sucre). A chaque fascicule correspond dans l'écorce un groupe de collenchyme (c). Sur l'épiderme, sont enfoncés des stomates (sz).

Zeiss-Greenough: microsc. binocul. grossis. 25.

PLANCHE IV.

Vitis vinifera.

Figure 20. Pousse verte dévastée par la maladie (27 Juin). La pousse était parsemée de pycnides (p), situées sur l'hypoderme collenchymatique (c), de l'écorce primaire comprimée, très riche en sphaerocristaux de saccharose (sph). Le parenchyme de l'écorce avait disparu. Entre les faisceaux scléreux

(scl) on remarque des groupes de vaisseaux ligneux spiraliques (sp). A la place du liber mou se forment des cavités (h) remplies de mycélium (m); à l'intérieur apparaissent des débris de vaisseaux ligneux brunis (f). La partie périphérique du bois se brunit. Les rayons médullaires (b^1 b^2) ont produit une nouvelle couche génératrice et formé le tissu cicatriciel, ainsi que tous les éléments nouveaux des faisceaux libéro-ligneux. Mais le mycélium pénétrant continuellement a détruit même ce tissu cicatriciel, sauf les vaisseaux spiraliques (sp), poussés entre les faisceaux scléreux par le mycélium et les tissus latéraux.

Zeiss: ocul. compens. $^4/_{16}$ object. apochrom. grossiss. 62.

Figure 21. Coupe transversale d'une pousse verte dévastée. Les cellules mortes forment une couche brune à la périphérie de la moëlle (b), tandisque les mieux conservées exhibent encore des filaments mycéliens. Les filaments transpercent les parois (1); parfois ils passent à travers les ponctuations (2), ou bien après avoir pénétré dans les parois s'y développent (3). La paroi des cellules est gonflée au-dessus de la partie transpercée (3,3), le contenu plasmatique a disparu. Dans le voisinage d'un grand vaisseau ligneux (e) le parenchyme du bois (p) et les fibres ligneuses (r) nous offrent les meilleurs exemples des effets destructeurs du mycélium.

Zeiss: ocul. compens. $^6/_{1.5}$ object. apochrom. homog. grossiss. 1000.

Figure 22. Partie de rayon médullaire, les filaments mycéliens suivent la direction des cellules, de sorte que le rayon forme un pont, contribuant à la propagation de la maladie.

Zeiss: ocul. compens. $^4/_8$ object. apochrom. grossiss. 333.

Figure 23. Coniothyrium Diplodiella.

1. Pycnide développée sur la feuille, l'enveloppe se compose de cellules irrégulièrement tressées. e = épiderme.

2. Coupe axile de la pycnide; à sa base, restes de mycélium embrunis, qui pénètrent à la façon de rhizoïdes dans le parenchyme (o. p.) e = épiderme.

Zeiss: ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. grossiss. 125.

3. L'ostiole vu de haut, est fermé par des filaments incolores, dirigés vers le centre; autour de l'orifice, on remarque une marge brune, de deux couches.

Zeiss: ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. grossiss. 250.

4. Jeunes spores incolores, dont le contenu présente en son milieu une grande hydroleucite. Même grossiss.

Figure 24. Feuille attaquée par le rot livide (Rákovácz le 6 Août). La feuille avait une belle couleur verte, les tissus de la feuille n'étaient devenus bruns qu'autour des bases des pycnides (p), au-dessus desquelles les cellules pallissades brunissaient et mouraient (o. p.). La maladie se répand même dans la nervure. Zeiss: ocul. compens. $^4/_{16}$ object. apochromat. grossiss. 62.

PLANCHE V.

Vitis Rupestris monticola.

Figure 25. Amincissement d'égale épaisseur; dans ce cas c'est la vrille qui aide à déterminer une incision annulaire. Les bords de la tache sont foncés, puis noirs comme dans une brûlure. Les noeuds supérieur et inférieur ont empêché la propagation du dégât.

Figure 26. Des taches d'un brun-clair qui passent ensuite au brun-foncé apparaissent sur l'écorce, qui plus tard tourne au brun-grisâtre. Une infinité de pycnides se développent à la surface embrunie de la partie malade.

Figure 27. Dévastation plus avancée.

Figure 28. Amincissement effilé. La partie malade s'amincit sourtout en raison de la ruine de l'écorce. Celle-ci, desséchée et comprimée se fendille par des fissures, mais ses lanières ne se soulèvent point.

Figure 29. Incision annulaire. D = Zône de renflement, C = Zône calleuse; 1 = callus primaire (dans la partie supérieure de la Zône calleuse), 2 = callus secondaire en forme de grappe (dans la partie inférieure de la Zône calleuse). L'écorce est fendue en lanières ressemblant aux ligaments, par la formation exubérante du callus. Sz = Zône de desséchement, l'écorce comprimée porte les pycnides et se détache tôt ou tard. 3 = callus tertiaire. Réduit à $^2/_3$, comme toutes les autres figures.

Figure 30. La même partie fendue en deux. 1 = callus primaire, 2 = callus secondaire, qui sort du mérithalle supérieur renflé. Dans la zône de desséchement la moëlle est déjà morte, le bois lui-même dépérit aussi. Le callus tertiaire n'est pas visible, par suite de son développement asymétrique.

Figure 31. La zône calleuse (c) est très longue, et la zône de desséchement (sz) se répand sur deux mérithalles, malgré le noeud intercalé dont la pousse latérale est morte, tandisque la pousse du noeud inférieur est saine et fraîche.

Figure 32. Cas invers. Toutes les zônes sont très courtes, les callus primaire (1), secondaire (2), et tertiaire (3) se sont développés d'une façon très serrée.

PLANCHE VI.

Vitis Rupestris monticola.

Figure 33. Partie blanchâtre, ou mérithalles au-dessus de la zône de l'incision annulaire. Tandisque la partie renflée est claire jaune-rouge, à l'extrémité la couleur devient incarnat plus clair, puis blanc-jaunâtre (au printemps).

Figure 34. Pied dévasté par le rot livide. L'un des sarments porte deux incisions *a* et *b*, celui de l'autre côté montre l'enlèvement fibreux *c*.

Figure 35. Incision annulaire partielle. Sur les deux mérithalles supérieurs on remarque *l'amincissement égal,* sur le troisième mérithalle, par suite de la production asymétrique du callus (c), n'embrassant pas tout le

pourtour de l'axe s'a produit *l'incision partielle.* Le quatrième mérithalle est aussi desséché. Les pycnides n'apparaissent que sur la partie de l'incision.

Figure 36. Coupe transversale de la *Zône du renflement* (teinte à la saffranine.) *La production de phellogène, par l'intermédiaire des rayons médullaires s'opère (en Septembre) et, en même temps, le liber est divisé par une couche méristématique,* qui recouvre le liber secondaire situé au-dessous d'elle. *c'est le callogène* (cg).

e = épiderme, k = écorce primaire enliégée qui est embrunie, h = recouverte d'hypoderme comprimé, et scl = grands faisceaux sclérenchymatiques; p = liège, ph = phellogène; h = liber mou, h^1 h^1 leurs deux groupes déjà partiellement comprimés; hr = groupes de fibres libériennes; cs = cellules à tanin du liber, rangées plus ou moins en files radiales; cg = callogène, h^2 = liber de formation la plus récente; c = cambium, f^2 = bois jeune, f^1 = bois ancien; ks = rayons médullaires dans l'écorce, s'élargissant à leur sortie du callogène et produisant à la periphérie le phelloderme, qui sont aidés dans cette tâche par le liber. Zeiss: ocul. 4/A object. grossiss. 90.

PLANCHE VII.

Vitis Rupestris monticola.

Figure 37. Coupe transversale du liber *de la zône du renflement.*

Le cambium de 7 à 8 couches (c) est suivi d'un tissu criblé, dans lequel les cellules compagnes (k) des tubes criblés sont clairement visibles, szl = plages criblées. Les cellules tannifères du parenchyme libérien sont faciles à reconnaître à leur contenu jaune.

Dans la partie libérienne près du cambium commence la production d'une zône méristématique vers l'automne. C'est le *callogène* (ph), qui ne se transforme que plus tard en véritable phellogène secondaire; dans la partie malade, cette zône produit du callus; ks = rayon cortical. Zeiss: ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. grossiss. 333.

Figure 38. 1. 2. Cellules à tanin de l'écorce (zône de renflement), conservées dans de la formaline et traitées par le liquide cupro-ammoniacal. Les cellules sont touchées par le couteau, et à travers la plaque de tanin blessée (cs) on remarque dans la lumière de la cellule le contenu plasmatique rétréci, p = ponctuations aréolées. Zeiss: ocul. compens. $^6/_{1 \cdot 5}$ object. apochromat. grossiss. 1000.

Figure 39. Cellules à tanin de l'écorce, zône de renflement (de sarment conservé en formaline).

1. La plaque du tanin présente des aréoles rétrécies arquées.
2. Le tanin solidifié en s'éloignant de la paroi forme des pseudopodes,
3. ou des nombreuses branches nouées; les masses du tanin renferment toujours de l'amidon.
4. Granules d'amidon, colorées en brun-pâle par le tanin qui les recouvre.

Zeiss: ocul. compens. $^6/_4$ object. apochromat. grossiss. 372.

Figure 40. Isolement de la partie malade par le liège. Coupe longitudinale d'une lésion, aux bords brûles. Dans l'écorce de la partie supérieure indemne, il se forme une forte couche de liège (p), qui sépare les tissus sains de l'écorce morte (k) de la partie inférieure, e = épiderme. Zeiss : ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. grossiss. 125.

Figure 41. Coupe transversale *de la partie supérieure de la zône calleuse,* traitée par le phloroglucine et l'acide chlorhydrique. Les faisceaux du bois nouveau (rouge) pénètrent en direction radiale dans le massif du callus (jaune) résultant de l'incision annulaire, qui forme un corps hémisphérique au-dessous du niveau de l'incision. Grossiss 4.

Figure 42. Coupe transversale correspondant à la précédente. On remarque les nouveaux faisceaux rayonnant des bords du bois ancien à demi dénudé. Ces faisceaux nouveaux sont pour la plupart des vaisseaux ligneux, et sont divisés par le callogène (cg). Le parenchyme massif du callus est couvert du phellogène nouveau (ph), du liège (p) et en partie des restes de l'écorce ancienne (ksz) ; scl = faisceaux de sclérenchyme. Zeiss-Greenough : grossiss. 25.

Figure 43. Coupe transversale, guérison de la partie ligneuse (f) rongée par la maladie. Les cellules du callus secondaire (c^2) en se cloisonnant rapidement se pressent sur les fibres ligneuses dénudées. A côté du vaisseau ligneux à gauche, on remarque une partie de rayon médullaire dépéri (b), pas encore en rapport avec le parenchyme méristématique.

Zeiss : ocul. compens. $^6/_4$ object. apochromat. grossiss. 372.

PLANCHE VIII.

Vitis Rupestris monticola.

Figure 44. Partie d'une coupe transversale de la *Zône calleuse.* Les nouveaux faisceaux ligneux, longs et étroits (f^2) se composent presque entièrement de vaisseaux et du parenchyme ; cg = callogène, cal = callus, ph = phellogène, p = liège, k = écorce, f^1 = bois ancien, f^2 = bois nouveau, r = raphides.

Zeiss-Greenough : grossiss. 25.

Figure 45. Coupe transversale à travers la partie supérieure de la Zône calleuse.

Les forts et larges rayons médullaires du bois nouveau (f^2), communiquent entre eux par des anastomoses, qui interrompent ainsi la continuité même dans le sens tangentiel du bois. A côté, une partie ligneuse exclue (f^3) dépérie, parce que les rayons médullaires au-dessous d'elle n'ont pas aidé son développement ; h^1 = liber, cg = callogène, h^2 = liber exclus, cal = callus, p = phellogène et liège. Zeiss-Greenough : grossiss. 25, dessin schématique.

Figure 46. Coupe longitudinale de la *Zône calleuse,* pour montrer la formation du callus primaire et secondaire.

Au-dessous des lanières de l'écorce enlevées, (kgsz) on remarque le callus primaire (cal^1) produit par le callogène (cg), tandisque le callus secon-

daire (cal^2) ne se présente que dans la partie inférieure de la coupe. Il est produit par une nouvelle couche méristématique courant parallèlement au cylindre du bois. Les faisceaux y croissent parallèlement à l'axe du sarment, poussent ensuite des branches et forment un réseau. Le callus secondaire chasse ou absorbe les débris du liber et de l'écorce (aux endroits marqués d'une astérisque *) entoure comme d'un manteau le cylindre du bois ancien et se met en communication avec le liber intact du mérithalle inférieur; k = écorce de la partie inférieure, fe = vaisseaux ligneux, bs = rayons médullaires. Zeiss-Greenough : grossiss. 25.

Figure 47. 1. Coupe longitudinale d'un vaisseau ligneux traité par le chloroiodure de zinc. *(Zône calleuse.)* Les bandes d'épaississement de la paroi longitudinale deviennent jaunes (fe), la mince membrane primaire demeure incolore. Les parois de thylles (th) se sont lignifiées, et se resserrent étroitement.

Dans le tissu ainsi formé on voit aussi des méats intracellulaires. A côté du vaisseau, une rangée de parenchyme ligneux (fp) au-delà duquel sont des fibres ligneuses à cloisons (f), renfermant des granules d'amidon. Dans les thylles et le parenchyme de bois on trouve de la gomme (m).

Zeiss : ocul. compens. $^6/_4$ object. apochromat. grossiss. 372.

2. Les thylles (th) forment dans le vieux vaisseau ligneux un véritable tissu, qui se cloisonne d'une façon irrégulière. Le contenu des thylles n'est pas représente.

Zeiss : ocul. compens. $^6/_8$ object. apochromat. grossiss. 187.

Figure 48. Coupe transversale de la partie ligneuse (sarment malade). Les cellules du parenchyme du bois qui touchent les vaisseaux renferment de la gomme (m), qui transsude dans la lumière du vaisseau. Dans le vaisseau inférieur, jeune thylle (th) dont la membrane touchée par le couteau, est devenue bleue par le chloro-iodure de zinc.

Zeiss : ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. grossiss. 250.

Figure 49. Défense de la moëlle. Les cellules actives de la moëlle saine (e. b.) produisent un liège (or) qui vient de séparer la moëlle morte et vide (b), de la supérieure douée encore d'une grande vitalité (e. b.). Les cellules médullaires intéressées à ce processus se divisent en 3—5—8 et même 13—20 cellules-filles. Préparation fixée, et teinte par le bleu méthylique. Zeiss : ocul. 4/A object. grossiss. 90.

Figure 50. Guérison du sarment malade. Par suite des fentes de l'écorce, le callus secondaire pénètre dans les plus petites cavités du bois, il s'y moûle, et par suite, ses cellules se soudent aux éléments ligneux.

Le méristème qui produit le callus secondaire, c'est-à-dire le cambium intrafasciculaire (icb) court parallèlement au bois (f).

Zeiss : ocul. 4/A object. grossiss. 90.

PLANCHE IX.

Vitis Rupestris monticola.

Figure 51. Zône de l'incision (le 20 Septembre). Groupe du liber; à son bord extérieur le phellogène (ph), la partie la plus jaune, touchant le cambium n'est pas représentée. Le groupe cunéiforme du liber secondaire se compose de 3 groupes criblés, séparés par 2 îlots de fibres (hr). Les plages criblées (szl) de direction radiale sont gonflées, et celles de direction tangentielle forment des épaississements lenticulaires, elles sont fermées; les cellules-compagnes (1., 2., 3., 4.) sont faciles à reconnaître, elles contiennent du protoplasme.

Dans le troisième groupe s'effectue déjà l'exfoliation par le phellogène (ph), ks = rayons corticaux, kp = parenchyme d'écorce.

Zeiss: ocul. compens. $^6/_4$ apochromat. object. grossiss. 372.

Figure 52. Coupe transversale de la pousse latérale sortie du noeud supérieur du mérithalle annelé. Dans la moëlle de la pousse dépérie les cellules médullaires renflées, à contenu granulé (du tanin), s'unissent en réseau; les autres situées entre elles sont vides.

Zeiss-Greenough: grossiss. 25.

Les figures 53 à 56 et 58 à 64 sont construites d'une façon schématique. Les groupes de tissus ou les appareils ont reçu différentes couleurs pour mieux éclairer le processus du développement.

Rose-foncé = moëlle;
rose-claire = callus;
jaune = bois, fibres libériennes et sclérenchymatiques;
bleu-clair = liber mou vivant, à l'intérieur du phellogène, ou dans la figure 58 et 60 à l'intérieur du callogène;
bleu-foncé = liber au-delà du phellogène; dans la plupart des cas il est comprimé et mort, ou dans la figure 58 et 60 le liber exclus par le callogène est encore vivant et actif;
brun-clair = parenchyme de l'écorce secondaire;
brun-foncé = liège;
gris = parenchyme de l'écorce primaire comprimé.

Figure 53. I. *Partie supérieure* de la pousse en automne (Septembre 1901). Le liber primaire exclus (h^1) est mort et de couleur brune, il renferme des îlots de fibres, est séparé du liber secondaire (h^2) par le phellogène (ph) ondulé. k^2 = écorce secondaire étroite, k^1 = écorce primaire plus large que la précédente. Grossiss. 15.

Figure 54. II. *Partie annelée* de la pousse en automne (Septembre 1901) f^t = bois du printemps, f^5 = bois d'automne. Dans le liber secondaire (h^2), îlots de fibres. Groupes cunéiformes du liber primaire (h^1) déjà exclus par le phellogène secondaire (ph^2); à la périphérie de l'écorce secondaire (k^2) le phellogène primaire (ph^1) a produit du liège (p); scl = fibres du sclérenchyme, k^1 = écorce primaire, e = épiderme. Grossiss. 15.

Figure 55. III. *Zône de renflement* en automne (Septembre 1901). Le liber primaire (h^1) exclu par le phellogène secondaire (ph^2) est très large et encore vivant, il est entouré par le phellogène primaire (ph^1). Le bois du printemps est quatre fois plus large, que le bois d'automne. Grossiss. 15.

Figure 56. III. *Zône de renflement* au printemps suivant (Mars 1902). Le cylindre de bois est devenu presque deux fois plus large, que dans la phase précédente. Les parties enfoncées (en forme de pied) du phellogène secondaire (ph^2) sont très réfringentes à leur point de pénétration dans les rayons de l'écorce. La moëlle contient sur ses bords beaucoup d'amidon.

Figure 57. a) Partie d'une fibre libérienne, avec du noyau (sm) et du protoplasme, la paroi épaisse montre des aréoles rétrécies (p) ;

b) cloison terminale d'un tube criblé à 23 plages criblées.

Zeiss : ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

c) plage criblée, montrant le gonflement du cal. Zeiss : ocul. compens. $^6/_8$ object. apochromat. Grossiss. 498.

PLANCHE X.

Vitis Rupestris monticola.

Figure 58. IV. *Partie supérieure de la zône calleuse* en automne (Septembre 1901). Le bois, rongé sur ses bords (f) est entouré par le callus (c) dans lequel s'est formé un nouveau groupe de faisceaux libéro-ligneux, en forme de feuille de palmier, dont la partie ligneuse est encore fort légère et ne se compose presque exclusivement que de vaisseaux ; sa partie libérienne est formée de 30 coins libériens (h) ; le liber est partagé en deux par le callogène (cg) qui court parallèlement à la périphérie. Grossiss. 15.

Figure 59. IV. *Partie supérieure de la zône calleuse* au printemps suivant (Mars 1902). Le callus a complètement disparu, s'est transformé, et le bois qu'il a produit entoure entièrement le bois ancien. Une partie du callus a aussi produit une écorce puissante (k). Ici, le callogène prend la forme de phellogène secondaire (ph^2). Grossiss. 15.

Figure 60. V. *Partie inférieure de la zône calleuse* en automne (Septembre 1901). Un callus puissant (c) recouvre le bois rongé aux bords duquel la moëlle a disparu en grande partie. Les faisceaux nouveaux sont dispersés dans le callus, selon différentes directions ; cg = callogène (ou phellogène secondaire). A la périphérie du callus, on aperçoit du liège (p) produit par le phellogène primaire (ph^1) et quelques traces de l'écorce primaire. Grossiss. 15.

Figure 61. V. *Partie inférieure de la zône calleuse* au printemps suivant (Mars 1902), montrant le développement (vers l'ancien anneau de bois) de la nouvelle partie ligneuse, produite dans le callus.

Les rayons du bois nouveau sont, par endroits, fort courts et l'on distingue encore du callus renfermé entre eux (c). La partie du callus exclue par le liber a produit du parenchyme cortical (k). Outre le liège (p), l'écorce primaire (k^1) est également demeurée sur la pousse. Sur les bords de la moëlle on remarque aussi la dévastation ; ph^2 = phellogène secondaire. Grossiss. 15.

PLANCHE XI.

Vitis Rupestris monticola.

Figure 62. VI. *Zône du desséchement* en automne (Septembre 1901). Le nouveau faisceau ligneux (f^2) qui s'est développé de la partie allongée sur le bois dénudé du callus, s'est dévasté; le rot livide en ayant rongé parfaitement les rayons médullaires. Le callus est aussi lui-même en grande partie dévasté (c); la moëlle (b) montre aussi une dévastation considérable.

Figure 63. VI. *Zône du desséchement* au printemps (Septembre 1902).

Le bois nouveau (f^2) développé du callus a déjà, en grande partie, entouré le bois ancien aux bords dévastés (f^1) et sur un seul point, on aperçoit les restes, non encore transformés, du callus (c). A la périphérie du bois nouveau, il s'est déjà également développé du liber et ses bords sont couverts de phellogène secondaire.

Les morceaux de l'écorce développée du callus dévasté, ainsi que les coins libériens exclus (par le phellogène secondaire) ont été détachés à la *fermeture du renouvellement* et il ne reste que par endroits quelques morceaux isolés, comme par exemple au milieu de la section (c). Grossiss. 15.

Figure 64. VII. *Partie située au-dessous de la zône du desséchement* en automne (Septembre 1901). Son développement est complètement régulier; le bois d'automne est encore mince (f^2), le liber exclu par le phellogène secondaire (ph^2) est brun, comprimé, sans vie. Dans l'écorce sont dispersés un grand nombre de sphaero-cristaux de saccharose (sph).

Figure 65. Petite partie de la figure 62 VI sous un plus fort grossissement. Dévastation ultérieure des nouveaux faisceaux libéro-ligneux se formant du callus dans la zône du desséchement. Le mycélium du rot livide en pénétrant dans les rayons médullaires (bs) commence de nouveau la dévastation après la différentiation des tissus nommés; f = bois noveau, et h = liber nouveau, sortant du callus. Le bois ancien est à moitié esquissé.

Zeiss: ocul. $^4/A$ object. Grossiss. 90.

Figure 66. Rot livide sur les boutures de pépinières. La partie de la jeune pousse sortant du sol montre un épaississement considérable, par suite de l'incision complète; et de sa zône calleuse, elle a poussé une racine longue de 26 cm. et par ce moyen s'est rendue indépendante après la dévastation de sa zône de desséchement.

Figure 67. La jeune pousse latérale de la bouture enracinée est renflée par plusieurs mérithalles jusqu'à sa base, l'écorce se fend par des fissures, qui émettent des renflements du callus. De ces noeuds elle pousse des racines et il n'y a point de zône de desséchement. L'écorce est parsemée de pycnides.

Figure 68. 1. Grand groupe de sphaerites (de saccharose) entre les cellules collenchymatiqes, écartées (k) de l'écorce. (D'une pousse annelée par le rot livide.)

2. Sphaerite (sph) avec cavité et fendillé d'une façon radiée. Zeiss: ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 69. Vitis vinifera (Cépage Kövi dinka). Formation de sphaerites de saccharose dans l'épiderme d'une baie de seconde récolte, conservée pendant cinq mois dans de la glycérine.

1. Grande cellule épidermique, dont le noyau cellulaire (sm) est encore visible, à côté du corps protoplasmique (pl) la masse réfringente, homogène des jeunes sphaerites. Les cristaux ne se sont point encore différentiés. Au milieu, un «noyau» (sph) d'un rouge-pâle. Grossiss. 1000.

2. Cellule épidermique avec sphaerites, se cristallisant par endroits.

3. Cellules épidermiques transpercées par des filaments de mycélium (m), renfermant les plus jeunes phases des sphaerites. Zeiss : ocul. compens. $^{4}/_{8}$ object. apochromat. Grossiss. 125.

4. Sphaerite (sph) non encore cristallisé sur les bords.

5. Groupe formé de sphaerites cristallisés, de grands cristaux en colonne sont en saillie sur les bords.

6. Petits sphaerites à l'état jeune.

Zeiss : ocul. compens. $^{6}/_{1 \cdot 5}$ object. apochromat. homog. Grossiss. 1000.

PLANCHE XII.

Figure 70. Vitis Rupestris monticola. Inflorescence jeune, longue de 3 mm. On aperçoit sur l'axe d'inflorescence (rachis) de jeunes commencements de fleurs, sur le côté extérieur de chacun d'eux une feuille protectrice. Zeiss : ocul. $^{2}/_{a2}$ object. Grossiss. 15.

Figure 71. Canada × Rupestris 3301. C. Section longitudinale de la jeune fleur avant l'union des sépales (k) ; avec des commencements de pétales (sz) se développant assez rapidement. Dans les cellules méristématiques du disque (t) de grands noyaux. Au-dessous de la base du disque la différentiation des faisceaux libéro-ligneux (e) commence. Zeiss : ocul. compens. $^{4}/_{4}$ object. apochromat. Grossiss. 250. D'après des préparations fixées et teintes.

Figure 72. Canada × Rupestris. 3301. C. Section longitudinale d'une branche latérale inférieure de la jeune inflorescence. Entre les deux grandes feuilles protectrices, on aperçoit une infinité de poils coupés par le couteau. Sur le commencement de la fleur à droite, le disque est encore convexe et les proéminences (au nombre de 5) correspondent aux sépales (k). Dans la fleur à gauche le disque est aplati. Les proéminences des deux côtés représentent les commencements des pétales (sz) qui sont recouverts par les sépales (k) unis. Zeiss : ocul. compens. $^{4}/_{16}$ object. apochromat. Grossiss. 62.

Figure 73. Canada × Rupestris. 3301. C. Section longitudinale d'un jeune commencement de fleur, les pétales se joignent exactement (sz) dans le troisième verticille, les proéminences des étamines (p) apparaissent ; le tout est couvert par les sépales unis (k). Zeiss : ocul. compens. $^{4}/_{4}$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 74. Canada × Rupestris. 3301. C. Les feuilles du calice (k) sont détachées, leur union est de courte durée, et par suite de la pression des pétales elle sera rompue ; les pétales se joignent (sz) et s'aplatissent l'un

sur l'autre, les étamines (p) apparaissent au-dessous d'eux. Zeiss: ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 62.

Figure 75. Canada × Rupestris. 3301. C. Les pétales s'unissent, les cellules de l'épithèle saillantes forment deux rangées de dents correspondantes. Zeiss: ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 125.

Figure 76. Vitis vinifera. Bakator. Section longitudinale de la partie médiane des pétales complètement unis. Ainsi, l'union de la corolle est parfaite. Le parenchyme (p) des feuilles de la corolle est muni de chlorophylle, et recouvert par l'épithèle extérieur (k. e.) [ou dans le sens morphologique, inférieur], et intérieur (b. e.) sur la face supérieure concave. Zeiss: ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 77. Esquisse d'une section longitudinale de la jeune baie. Les branches de l'appareil conducteur destinées aux sépales (k), pétales (sz), étamines (p) et nectaires (n) sortent des faisceaux principaux du pédoncule. Au point marqué d'une astérisque (*) à la base de la baie, les faisceaux principaux se divisent en 12 branches et émettent sous la pellicule de la baie des côtes (b), qui s'unissent en haut, sous le stigmate (bi) avec les deux faisceaux courant dans la cloison (v). Ces derniers se sont eux-mêmes ramifiés (*) en 4 faisceaux latéraux (pe) qui desservent les ovules. Grossiss. 40.

Figure 78. Vitis vinifera. Mustos-fehér. 2ème section transversale de la série, du sommet d'une baie de 5 mm. montrant les côtes se rencontrant en un seul point et se ramifiant en forme de fourchette à la périphérie de la section. Zeiss: ocul. 2/A object. Grossiss. 50.

Figure 79. Mustos-fehér. Jeune baie avec les coussins des nectaires (n) à sa base, tandisque la couronne du pédoncule, c'est-à-dire le disque inférieur porte les débris desséchés des feuilles du calice (k). Les côtes de la nervure courent suivant le méridien et poussent des rameaux latéraux se joignant en réseau; les côtes se rétrécissent au sommet sous le stigmate, dans lequel ils entrent en s'unissant. Zeiss: ocul. 2/A object. Grossiss. 50.

Figure 80. Mustos-fehér. Section transversale de la partie supérieure du pédoncule d'une baie de 4 mm. de diamètre. Les faisceaux parcourant l'axe du pédoncule y forment une étoile à 9 rayons, la partie libérienne est ordinairement plus foncée, l'air y pénétrant. La moëlle s'est beaucoup rétrécie. Zeiss: ocul. compens. $^2/_{16}$ object. apochromat. Grossiss. 31.

Figure 81. Mustos-fehér. Section transversale de la couronne du pédoncule pratiquée immédiatement sous la base d'une baie de 6 mm. de diamètre. Le cercle des faisceaux a disparu et ceux-ci se sont rétrécis en forme de pentagone, aux bords dentelés, renfermant beaucoup de moëlle. On voit au bord du pédoncule les débris des sépales (k) et les bases des feuilles de la corolle cicatrisées, puis tout en bas, c'est-à-dire, en réalité, au point le plus haut dans la troisième plaine, on aperçoit la base de la baie (b). Zeiss: ocul. compens. $^2/_{16}$ object. apochromat. Grossiss. 31.

PLANCHE XIII.

Figure 82. Côtes de la baie et propagation de la maladie. Le faisceau axial, sortant du pédoncule pousse, en pénétrant dans la baie. des faisceaux latéraux (b) courant selon le méridien et s'étendant sous l'hypoderme, parallèlement à la superficie de la baie. Le mycélium (m) représenté par des lignes bleues, en pénétrant dans leurs parties libériennes et continuant à s'y développer suit ces faisceaux (b) et produit ainsi les jeunes commencements de pycnides, les pelotes (p) qui fendent l'épiderme. Le faisceau axial pousse plus à l'intérieur, dans la baie, 4 et parfois 6 rameaux, pour subvenir aux besoins des ovules ; quant aux deux troncs principaux, ils parcourent la cloison et transpercent même le pistil (bi). Sous le stigmate, les faisceaux latéraux méridiens s'unissent également (k = calice, n = nectaire).

Figure 83. Mustos-fehér. Section transversale d'une jeune baie. Elle présente au milieu les petites fentes demeurant entre les parties soudées des trois cloisons, ainsi que leurs trois faisceaux. Les deux logettes sont régulièrement développés et contiennent chacun deux ovules (pe) ; la troisième logette est stérile (ö.r) et complètement comprimée. Sous l'épiderme (e) et l'hypoderme (h) les sections transversales des côtes (b) sont visibles. Grossiss. 31.

Figure 84. Muscat Lunel. Ier type d'hypoderme. La couche extérieure (h^1) de l'hypoderme se compose de cellules relativement plus étroites et plus courtes, tandisque l'intérieure (h^2) en possède de plus longues et de plus larges. Le rapport des deux couches s'exprime par 1 : 2 ; e = épiderme, p = cellules du parenchyme de la pellicule, à membranes minces, livrant passage dans la chair de la baie. Zeiss : ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 85. Puritán (Puritain, hybride américain produit par J. MATHIÁSZ à Kecskemét). 2e type d'hypoderme. Il a l'hypoderme deux fois plus large que l'autre type. La couche intérieure (h^2) de cinq rangées de cellules, est trois fois plus large que la couche extérieure (h^1). Rapport 1 : 3. Zeiss : ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 86. Ezeréves Magyarország. (La Hongrie de Mille Ans, hybride produit par J. MATHIÁSZ à Kecskemét). La couche extérieure (h^1) se compose ordinairement de longues cellules comprimées (à 2—3 assises), l'intérieure (h^2) se compose de cellules plus vastes, mais de même longueur. Rapport 1 : 4. Zeiss : ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 87. Piros Tramini (Rouge Traminer). La couche extérieure se compose de 2—3 assises, l'intérieure de 7. Les parois de l'hypoderme sont fort épaisses. Rapport 1 : 6. Zeiss : ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 88. 1. *Kövi dinka* (Vitis vinifera). Épiderme d'une baie, vue de haut. Son revêtement de cire est plus ou moins granulé. On peut remarquer un certain arrangement dans la disposition des granules ou creux. Zeiss : ocul. compens. $^4/_3$ object. apochromat. Grossiss. 333.

2. La même en section transversale. La couche extérieure de l'épaisse cuticule (c^1), immédiatement sous la cire (v), s'aperçoit comme une ligne fort réfringente ; au-dessous, la deuxième couche intérieure (c^2) est quatre fois plus épaisse et montre des stries. Même grossiss. Faite sur matière fraiche.

Figure 89. Kövi dinka (Vitis vinifera). Épiderme d'une baie, vue de haut ; le revêtement cireux présente de singuliers îlots ressemblant à des amibes. Zeiss : ocul. compens. $^4/_{1 \cdot 5}$ object. apochromat. homog. Grossiss. 1000. Sur matière fraîche.

Figure 90. Mustos-fehér (Vitis vinifera). Section transversale de la couronne du pédoncule. Les rayons perpendiculaires qui se dirigent vers la périphérie sortent du groupe des six faisceaux libéro-ligneux. Ils se ramifient ensuite et leurs branches s'unissent sous une forme arquée. Les rayons qui se ramifient se servent au besoin des 2 verticilles supérieurs (pétales et étamines) ; r = cellules à raphides. Zeiss : ocul. compens. $^2/_{16}$ object. apochromat. Grossiss. 31.

PLANCHE XIV.

Coniothyrium Diplodiella.

Figure 91. 1. *Macropycnides en forme d'alambics*, dont le pied (l) de faux parenchyme, s'enfonce profondément dans les tissus de la baie ; ex = exopéride, en = endopéride, b = couche de doublure, *le tapis*, le tout formant le péride, la paroi du fruit ; h = hyménium, á = lit de l'hyménium, o = ostiole avec des filaments obstruant dirigés vers le centre, sz = marge formée de cellules brunissantes et couvrant ensemble avec l'ostiole, la partie du col.

2. *Macropycnides arrondies*, le col court (ny) s'aperçoit mieux, le pied (l) n'a que de petites dimensions.

3. *Macropycnides vésiculaires*, de même structure, mais le col est extrêmement court et il n'y a pour ainsi dire pas de pied (l).

La section longitudinale et la section transversale (de l'ostiole) sont combinées dans le dessin.

Zeiss : ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 92. Ostiole des macropycnides, avec des marges brunes de différentes largeurs, vu de haut. Zeiss : ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 93. Macropycnides enfoncées dans la baie, qui n'a qu'un faible hypoderme (h). Zeiss : ocul. compens. $^4/_{16}$ object. apochromat. Grossiss. 62.

Figure 94. Macropycnides superficielles ou saillantes libres, sur une baie à l'hypoderme fort (h). Même grossiss.

Figure 95. 1. Macropycnides simples, 2. pycnides jumelles ayant deux orifices, 3., 4., 5. pycnides-jumelles ou composées ayant 2 ou 3 orifices, vues de haut. Zeiss : ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 125.

Figure 96. Deux pycnides-jumelles superficielles en saillie libre, l'hyménium secondaire forme dans chacune d'elles 4—4 groupes sur la voûte de

péride, et amènent la formation de plusieurs ostioles. Une petite pycnide s'est développée au sommet des anciennes. Section tangentielle. Zeiss : ocul. compens. $^{4}/_{4}$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 97. Olasz Rizling. Gentil aromatique. Section transversale de la pellicule cartilagineuse d'une baie grésillée, recouverte d'un revêtement blanc. Par suite de l'hypertrophie irrégulière et extrême du mycélium, les pycnides se superposent en groupe et peuvent s'enchevêtrer les unes dans les autres. Leurs spores ne sont que partiellement vidées, mais restent enfermées dans les cavités et les rides. Zeiss : ocul. 2/A object. Grossiss. 51.

Figure 98. La même. Par suite du desséchement rapide de la baie qui perd son contenu, la pellicule cartilagineuse se couvre de rugosités et les pycnides ayant originairement la forme vésiculaire prennent une forme grotesque ; elles sont éloignées ou comprimées. Sur la pellicule de la baie sèche, la cuticule soulevée (c) est aussi visible. Même grossiss.

Figure 99. Jeunes pelotes de pycnides en développement, soulevant et fendant la cuticule de la baie ; la pycnide-jumelle (i) ainsi que les trois pycnides composées (ö) fendent de concert la cuticule et se font jour à la surface par une seule brèche. Zeiss : ocul. compens. $^{4}/_{16}$ object. apochromat. Grossiss. 62.

Figure 100. Première apparition à la surface, de la pelote de la jeune pycnide, quand le tissu fendant (r) s'ouvre passage en perçant la cuticule (c). Zeiss : ocul. compens. $^{4}/_{8}$ object. apochromat. Grossiss. 125.

Figure 101. 6e état du dégât des baies, dites *baies couleur de givre.* Section tangentielle de la pycnide. L'hyménium du grand fruit, développé sous la cuticule et le péride se sont déjà differentiés. Au sommet, la grande masse de tissu fendant (r) subsiste encore. Sous la cuticule (c), on trouve encore de jeunes pycnides isolées.

Le tissu fendant (r) absorbe le moyen de traitement sulfatagé sur la jeune pycnide et il peut le conduire sous la cuticule, au pied de la pycnide d'où le moyen peut également transsuder dans l'hyménium et empoisonner les filaments sporogènes. *C'est donc un état qui permet le traitement direct.* Zeiss : ocul. compens. $^{4}/_{8}$ object. apochromat. Grossiss. 125.

Figure 102. Macropycnide avec hyménium annexe (h^2) qui recouvre toute la voûte de l'enveloppe, tandisque l'hyménium régulier basale (h^1) ne se présente que sur la base du fruit. Les hyphes du mycélium en se comprimant sous la pycnide forment le pied parenchymatique (subiculum). Zeiss : ocul. compens. $^{4}/_{8}$ object. apochromat. Grossiss. 333.

PLANCHE XV.

Coniothyrium Diplodiella.

Figure 103. Grande pycnide développée sur le sarment, remplie de spores mûres incolores et de spores partiellement mûres d'un brun-grisâtre, (sp). On ne voit pas de traces d'hyménium, il disparaît complètement ainsi que son lit. Le mycélium (m) a rendu l'hypoderme extrêmement léger. Le mycélium est de couleur jaune et forme, sous la pycnide un pied de structure

filamenteuse. Ces pycnides recueillies vers la mi-novembre se transforment probablement en scléroties; e = épiderme. Zeiss: ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 104. Section longitudinale de pycnide (de côté), lorsque les spores sont disséminées; on peut y voir à l'intérieur les restes d'un mucilage grumeux. Zeiss: ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 125. Sur matière fixée.

Figure 105. Types de macroconidies ou spores:

1. spores ovales (ovoïdes), l'un de leurs pôles par lequel elles sont désarticulées, est ordinairement courbé;

2. spores en forme de poire, (pyroïdes) à bec pointu;

3. spores en forme de nacelle (cymbelloïdes), dont l'une s'est courbée comme un S allongé (spore sigmoïde);

4. formes cymbelloïdes irrégulières.

Zeiss: ocul. compens. $^8/_3$ object. apochromat. Grossiss. 667.

Figure 106. Troncs de mycélium:

1. Troncs ramifiés, pliés, non articulés, dans la chair des baies.

2. Ramifications de fausse dichotomie, les troncs sont peu articulés, ils semblent presque unicellulaires.

3. Tronc se divisant par de nombreuses cloisons, par endroits on voit même des cloisons obliques.

4. Commencement d'une ramification.

5. Petite branche qu'on avait regardée comme de suçoir, provenant de la chair de la baie.

6. Tronc plus vieux, ridé, dans l'écorce du pédoncule. D'après une préparation fraiche. Zeiss: ocul. compens. $^4/_3$ object. apochromat. Grossiss. 333.

Figure 107. Noyaux cellulaires du mycélium:

1. Bout de filament fin de mycélium, au dernier degré, avec noyaux cellulaires à égale distance.

2. Noyaux en état de division dans un petit morceau de filament mince, de développement intense. Zeiss: ocul. compens. $^4/_{1\cdot5}$ object. apochromat. homog. Grossiss. 667.

3. Tronc ramifié avec noyaux (sm) en division, parsemés régulièrement dans le protoplasme granulé. Zeiss: ocul. compens. $^6/_{1\cdot5}$ apochromat. homog. Grossiss. 1000.

4. Communications des protoplastes voisins, transperçant la cloison, sm = noyaux. Zeiss: ocul. compens. $^{12}/_{1\cdot5}$ apochromat. homog. Grossiss. 2000. Préparation de la chair d'une baie fixée par le chlorure mercurielle et teinte par l'hémateine I. A.

Figure 108. Fehér bakar (Vitis vinifera). Épiderme d'une baie (e) vue de haut avec les troncs du mycélium (m) s'étendant dans les cellules, se ramifiant irrégulièrement, p — les restes du protoplasme. Zeiss: ocul. compens. $^4/_3$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 109. Vitis vinifera. Section transversale de la pellicule d'une baie. Les filaments de mycélium (m) transpercent l'épiderme (e) et l'hypo-

derme (h), c = cuticule. Zeiss: ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 110. Chasselas blanc. Section transversale de la pellicule d'une baie. La cuticule (c) épaisse de 4·5 μ se colle à la paroi épidermique brun-jaunâtre (e), les filaments du mycélium, les hyphes ne croissant plus que dans l'hypoderme, — ne pénètrent point encore dans l'épiderme. Zeiss: ocul. compens. $^6/_8$ object. apochromat. Grossiss. 498. D'après une préparation fixée et teinte.

PLANCHE XVI.

Coniothyrium Diplodiella.

Figure 111. Section transversale de la chair d'une baie. Le mycélium croissant richement s'achemine entre les cellules et envoie des branches extrêmement fines de 1—2 μ d'épaisseur sur le corps de plasme des cellules. Zeiss: ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 112. Grande cellule de la chair dessinée séparément; le tronc collant à la cloison cellulaire, d'une épaisseur de 12—16 μ, envoie dans la cellule de fines branchelettes, qui comme les antennes de l'araignée s'en emparent, se collent à la couche membraneuse, et

Figure 113, comme on peut le constater sur une autre cellule, dévastent complètement le protoplasme. Zeiss: ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 333. D'après une préparation fixée par le chlorure mercurielle et teinte par l'hémateine I. A.

Figure 114 a) b). Dévastation de la pellicule d'une baie verte. Par suite de l'action d'hyphes transperçant les cellules de l'hypoderme, les corps chlorophylliens se rétrécissent et la couche membraneuse dépérit; *d)* coupe transversale d'une hyphe gonflée.

c) Cellules hypodermiques de baies, infectées dans de l'eau mêlée de spores; les hyphes ont pénétrées dans la paroi cellulaire et envoient ensuite des ramifications dans les cavités cellulaires. Zeiss: ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 333.

Figure 115. Vitis vinifera. Coupe longitudinale d'une partie du faisceau libéro-ligneux, c'est-à-dire d'une côte située sous l'hypoderme, qui forme la nervure, le réseau de la baie.

Une partie du liber qui a recouvert le bois, a été enlevée et montre les vaisseaux ligneux spiraliques (f), avec les cellules cambiformes (cb) contenant de grands noyaux. Le faisceau de mycélium (m) n'envoie dans l'hypoderme (hy) ou dans la chair de la baie (h) que de rares filaments. Les grandes cellules de chair du grain (h) sont fendues et on ne distingue de leur membrane que des morceaux ébréchés. Zeiss: ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250. D'après une préparation fixée (par le chlorure mercurielle à 4 p. et par l'acide acétique à 1 p.) et teinte au rouge de ruthénium.

Figure 116. Chasselas blanc (Baie grésillée noire) section longitudinale du tronc du faisceau libéro-ligneux — courant dans la cloison de la baie,

avec la masse de mycélium croissant dans le liber mou (h); à droite les vaisseaux ligneux annelés et spiraliques (f). Traitement pareil au précédent. Même grossiss.

Figure 117. Chasselas blanc. Coupe transversale de la chair d'une baie. Le mycélium arrivé par la cloison dans l'intérieur de la baie s'introduit et se répande dans la pulpe, afin de dévaster la chair à l'intérieur. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{4}$ object. apochromat. Grossiss. 250. D'après une préparation fixée et teinte.

Figure 118. 1. Section transversale d'une baie grésillée affectant la forme d'une étoile à 5—6 raies, grossie deux fois.

2. Baie grésillée recueillie en automne. Le mycélium parcourt toute la baie et se rassemble en masse sous la cuticule (c), la soulève d'une façon ondulée et produit des pycnides qui sont parfaitement recouvertes dans le tissu d'hyphes très dense. *Ces pycnides n'ont pas de péride*, mais un hyménium qui se développe en elles et mûrit les spores. Ce sont ces fruits enfermés que nous avons appelés *crypto-pycnides.* Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{16}$ object. apochromat. Grossiss. 62.

Figure 119. Même baie. Les filaments parallèles du mycélium parviennent dans les proéminences de la cuticule fendue (c) et y forment une masse scléreuse. *C'est le mycélium scléreux qui subsiste pendant l'hivernage.* Dans les cavités de la cuticule pénètrent çà et là des grains de sable fin. Même grossiss. (Rákovácz, le 31 Octobre.)

Figure 120. Développement des micropycnides (?):

1. Partie d'épiderme vue de haut avec de jeunes micropycnides sous sa cuticule.

2. Section longitudinale d'une jeune pelote qui, se développant entre la cuticule (c) et l'épiderme (e), soulève fort bien la cuticule.

3. Section longitudinale de micropycnide produisant des microconidies.

4. Microconidies.

Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{8}$ object. apochromat. Grossiss. 333. Sur matière raiche (Kámenitza, Septembre).

Figure 121. 1. Pépin de raisin mûr, envahi par les pycnides du rot livide, pris sur une baie brun de rouille, grésillée. Grandeur naturelle.

2. Le même, sous un grossissement de 12 fois, p = pycnides.

3. Une partie du pépin avec les pycnides (p). Zeiss-Greenough: grossiss. 25.

PLANCHE XVII.

Coniothyrium Diplodiella.

Figure 122. Germination des spores dans des cultures sur porte-objet:

1. La spore secondaire vésiculaire fend l'exospore et pousse aussitôt deux tubes germinatifs.

2. Tubes germinatifs se développant et s'articulant rapidement.

3. Formation vésiculaire se développant sur le tube germinatif.

4. Spore secondaire vue de côté.

5. Spore germant, vue de derrière ce pourquoi la spore secondaire est à peine visible.

Fig. 1—2. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{4}$ object. apochromat. Grossiss. 250. Fig. 3—4—5. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{3}$ object. apochromat. Grossiss. 333. Sur matière vivante.

Figure 123. Spore poussant deux tubes germinatifs et dans le contenu de laquelle un grand nombre de noyaux sont visibles. Les tubes germinatifs et le contenu de plasme des spores, sont en communication au moyen des filaments de plasme transperçant directement la mince cloison du tube germinatif. La spore secondaire se gonfle fortement et porte sur elle l'exospore fendue comme une écaille d'oeuf, avec des marges angulaires ébréchées. Zeiss: ocul. compens. $^{12}/_{1\cdot5}$ object. apochromat. homog. Grossiss. 2000. D'après une préparation fixée et teinte.

Figure 124. Sur les filaments germinatifs des spores semées le 18 Mars, des formations semblables à des conidies se présentèrent dès le 19 à 5 heures du soir. *a)* La spore peut (sp) être distinguée, les conidies sont allongées; *b)* elles sont ovales (c). Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{3}$ object. apochromat. Grossiss. 333.

Figure 125. Mycélium en forme de Conferve. avec des communications de plasme transperçant les cloisons transversales. Quelques cellules se cloisonnent. Zeiss: ocul. compens. $^{8}/_{3}$ object. apochromat. Grossiss. 667.

Figure 126. a) Mycélium vésiculaire. se composant de courtes cellules présentant des proéminences vésiculaires latérales; *b)* les formations latérales vésiculaires se développent en branches. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{3}$ object. apochromat. Grossiss. 333.

Figure 127. 1. Morceaux de tronc d'ancien mycélium avec symptômes de réduction; 2. les parois latérales sont pliées de façon ondulée, s'épaississant par endroits. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{3}$ object. apochromat. Grossiss. 333.

Figure 128. 1—2. Les commencements des ramifications apparaissent sur les jeunes filaments sous forme de proéminences digitales (mais ne se désarticulent pas), contenant chacune un noyau.

3—4. Les filaments de mycélium voisins entrent en communication par des anastomoses. On n'a pas constaté de fusion entre les noyaux. Zeiss: ocul. compens. $^{8}/_{3}$ object. apochromat. Grossiss. 667.

Figure 129. Communications de plasme entre les cellules du mycélium (préparation fixée à 70% d'alcool et 40% d'une solution de chlorure mercurielle, teinte à l'hématéine I. A). Même grossiss.

Figure 130. Apparition des filaments formant les spires et leur entrelacement. 1—3. première apparition des filaments qui s'entrelaceront. 4—8. Les extrémités des branches qui s'embrassent, portent un long poil mince, leur base est renflée. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{3}$ object. apochromat. Grossiss. 333. Sur préparation fixée et teinte.

PLANCHE XVIII.

Coniothyrium Diplodiella.

Figure 131. Enroulement ultérieur des filaments formant les spires. 1—4. Commencement de la ramification des spires, 5. dès que la spire en tire-bouchon est formée, les filaments produisent de 1 à 12 branchelets latéraux. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{8}$ object. apochromat. Grossiss. 333. Sur préparation fixée et teinte.

Figure 132. 1—2. Commencements des pycnides en forme de tubercule ou houppe. Même grossiss.

Figure 133. Tout le mycélium présente une activité fiévreuse, presque chaque filament est parsemé des premiers états des pycnides (pg). Culture sur porte-objet. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{16}$ object. apochromat. Grossiss. 62.

Figure 134. 1. Les jeunes pycnides sont arrondies, 2. les plus vieilles se trouvent sur les faisceaux de mycélium sous forme de pelotes pointues ou coniques. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{8}$ object. apochromat. Grossiss. 125.

Figure 135. Pelote ronde plus agrandie. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{4}$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 136. Section longitudinale de jeunes pycnides cultivées:

1. Les filaments initiaux entrelacés se reconnaissent encore à leurs plus grandes cavités;

2. les filaments formant l'hyménium (a) se rassemblent à la base de la pycnide, tandisque les autres forment l'enveloppe (b) et s'entrelacent d'une façon très dense. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{3}$ object. apochromat. Grossiss. 333.

Figure 137. 1. Première section de la série des coupes faites sur la jeune pycnide. L'ostiole visible d'en haut est encore fermé, bouché par de minces filaments. La marge de l'ostiole est déjà visible. Dans les cellules, les noyaux sont partout marqués.

2. 4ème section transversale de la série (de la même pycnide). Les cellules corticales périphériques brunissant, entourent le tissu du tapis, qui obstrue l'ostiole.

Le contenu n'est qu'en partie marqué, et en un grand nombre de cellules on aperçoit plusieurs noyaux.

Sur une préparation fixée au chlorure mercurielle et teinte à l'hématéine I. A. Zeiss. ocul. compens. $^{6}/_{8}$ object. apochromat. Grossiss. 498.

Figure 138. Section transversale pratiquée sur une tranche de baie de raisin infectée. Les pelotes de pycnides apparaissent en ordre dispersé (p. g.) et croissent en plusieurs assises les unes au-dessus des autres, dans la chair de la baie. Zeiss: ocul. compens. $^{4}/_{4}$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 139. 1. Culture pure sur gélatine de moût dans une boîte de Petri. Le thalle du Coniothyrium est plissé.

2. Partie d'une culture plus avancée, montrant la formation des pycnides, développées en zônes concentriques. Grandeur naturelle.

Figure 140. La même en section longitudinale. Les pycnides se développent dans la partie plus légère située au-dessus de l'épaisse couche inférieure du mycélium. L'hyménium et le tapis sont teints par le bleu méthylique. Zeiss-Greenough : grossiss. 25.

PLANCHE XIX.

Coniothyrium Diplodiella.

Figure 141. Pycnide provenant de cultures sur porte-objet avec spores mûres ; tous les filaments de mycélium qui concurraient à la formation de la pycnide sont unis l'un à l'autre par des anastomoses. Zeiss : ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 142. Cultures de pycnides sur porte-objet. Grandeur naturelle.

Figure 143. Section longitudinale d'une pycnide à moitié développée, cultivée sur les tranches de la pulpe. L'hyménium (h) est très voûté et l'enveloppe s'y appuie presque. Zeiss : ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250.

Figure 144. Section longitudinale de pycnide plus développée, sur la voûte de l'enveloppe s'est développé un deuxième hyménium (bh) d'où partent une grande quantité de filaments épais ressemblant à des paraphyses et s'étendant dans la cavité du fruit, au fond duquel se trouve l'hyménium normal (h). Zeiss : ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 125.

Figure 145. Section longitudinale de pycnide à moitié mûre provenant de culture et montrant le coin où l'hyménium annexe (2) se rencontre avec l'hyménium de base (1). De forts paraphyses se développent de l'hyménium annexe, c'est-à-dire de l'hyménium développé sur le péride, dans la pycnide regorgeant de spores. Les 2—3 couches du péride, situées immédiatement sous l'hyménium annexe, forment ce que nous avons appelé le tissu de tapis (3), et plus tard, à l'époque de l'aoûtement, deviennent mucilagineuses, ainsi que l'hyménium annexe qui se trouve au-dessus d'elles.

Zeiss : ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 333. Sur une preparation fixée, et teinte à l'hématéine.

Figure 146. 1. Partie de l'enveloppe d'une pycnide plus jeune avec l'hyménium annexe en développement (2), dont les filaments sporogènes partent de la couche intérieure de tapis (3) ; l'intérieur de la pycnide est rempli d'un mucilage solidifié (ny) en réseau. Zeiss : ocul. compens. $^6/_{1\cdot5}$ object. apochromat. homog. Grossiss. 1000. Préparation fixée et teinte.

2. Jeunes spores dans le mucilage solidifié. Même grossiss.

Figure 147. Filaments sporogènes (basides) de l'hyménium. Même grossiss.

Figure 148. 1. Noyau situé dans la spore, l'autre s'avance à travers le stérigme, c'est-à-dire à travers la partie rétrécie en col du filament sporogène.

2. Le noyau de la spore se divise, dans le filament sporogène trois noyaux se dirigent vers la spore.

3. Désarticulation d'une spore dans l'hyménium annexe.

4—5. Spores à plusieurs noyaux.

6. Spore à développement irrégulier.

7. Spore à plusieurs noyaux et à formations réfringentes.

8. Spores à plusieurs noyaux avec protoplasme en réseau et à membrane à deux contours.

Zeiss : ocul. compens. $^{6}/_{1 \cdot 5}$ object. apochromat. homog. Grossiss. 1000.

Figure 149. 1—5. Spores contenant des cristaux en tablettes et en colonnes probablement des albuminoïdes cristallisés, provenant de jeunes pycnides. Même grossiss.

Figure 150. 1—2. Germination de spores provenant de cultures pures, aussitôt après leur maturité. Zeiss : ocul. compens. $^{4}/_{3}$ object. apochromat. Grossiss. 333.

Figure 151. Tronc de mycélium âgé de 8 jours, obtenu par un ensemencement de spores récoltées dans des cultures pures. Les filaments sont plus tordus, le tout avait un développement plus riche. Même grossiss.

Figure 152. Jeunes conidiophores pas encore décrites. Sur les côtés de certaines tiges, des branches latérales pointues se sont développées. Zeiss : ocul. compens. $^{4}/_{8}$ object. apochromat. Grossiss. 125.

Figure 153. Appareil conidien.

1. Formation des branches terminales. Grossiss. 100.

2. Des conidies poussant immédiatement sur les côtés de conidiophores et répondant probablement aux prétendus suçoirs.

3. Pénétration des noyaux.

4. Conidies se désarticulant au bout des branches en verticilles.

5. Branches latérales produisant de fausses verticilles.

6. Branches désarticulant à leurs extrémités des conidies.

2—6. Zeiss : ocul. compens. $^{6}/_{1 \cdot 5}$ object. apochromat. homog. Grossiss. 1000.

PLANCHE XX.

Figure 154. Vitis vinifera. La pédicelle verte se brunit à son extrémité supérieure, où se forme la zône que j'ai appelée, d'aoûtement.

Figure 155. Aramon. La pédicelle en se courbant laisse couler l'eau sur sa partie perpendiculaire. Les spores y déposées infectaient la partie allongée, ce qui par suite du poids de la grappe détermine le détachement.

Figure 156. Vitis vinifera. Le rot livide a infecté la rafle de la plus jeune grappe ; et s'est ensuite répandu sur les ovaires. Les mérithalles portant les grappes semblables sont encore sains.

Figure 157. Vitis vinifera. Jeune grappe à peine défleurie (de Jabuka le 22 Juin 1901). Le rot livide a attaqué les petites baies, la rafle est encore indemne.

Figure 158. Vitis vinifera. (Rákovácz, le 19 Septembre 1901.) La maladie se repand de la pédicelle malade, dont la base est parsemée des pycnides du rot livide, sur la pousse-mère ; de plus, la pousse opposée est aussi complètement couverte de pycnides, elle est aussi tombée malade. Cette pousse a été rognée en son 4ème mérithalle ; l'endroit du rognage n'est

point représenté, mais il est aussi malade par suite de l'infection extérieure de la plaie ouverte.

Figure 159. 1. *Aramon.* Sa pédicelle est attachée d'une façon plus ou moins perpendiculaire, elle est rétrécie sur sa base (ny) à la zône d'aoûtement comme un col, en s'allongeant par suite du poids de la grappe.

2. Pédicelle semblable, ayant été atteinte plus tard par la maladie, s'étant brisée au col (ny).

Figure 160. Aramon. Section transversale d'une pédicelle entièrement dévastée (19 Septembre). Elle est parsemée de pycnides (p) à sa surface, et on aperçoit un fort collenchyme (c) luisant dans la partie corticale. La largeur des rayons médullaires est très remarquable ainsi que la grosseur de groupes scléreux. La moëlle est complètement dépérie. Zeiss-Greenough: grossiss. 25.

Figure 161. 1. *Vitis vinifera.* La maladie est limitée à la base de la pédicelle. La pédicelle malade enfonce sa base dans un coussin rayé de lignes brun-rougeâtre; sur le sarment, la partie aplatie est bordée d'une large bande noire, le pétiole de la feuille et le bourgeon opposé sont absolument sains.

2. Même figure en section longitudinale. La moëlle à cloisons de la pédicelle malade est brun-cendré, son bois est sec, tandisque le bois du sarment est vert, et sa moëlle se trouve à l'état ordinaire.

Figure 162. Mustos-fehér (Vitis vinifera). Section transversale d'une pédicelle saine, verte, épaisse de 3 mm. montrant le développement asymétrique de la pédicelle. La partie ligneuse des faisceaux est beaucoup plus forte (marquée en jaune) dans une moitié de la tige et par suite, la zône de collenchyme (coll) est plus mince (côté intérieur) que de l'autre côté faiblement développé. Ici, au contraire, l'anneau de collenchyme est plus large et le bois plus faible puisque les éléments primaires seuls sont lignifiés (côté extérieur). Zeiss-Greenough: grossiss. 25.

Figure 163. Grappe de *Vitis vinifera* infectée en plusieurs points de la rafle (*) par le rot livide (le 18 Juillet 1902). La maladie attaque les baies également à travers les pédoncules. *C'est la forme sous laquelle apparaît tout d'abord le rot livide, aussi doit-on y veiller tout spécialement. En éloignant ces grappes, nous protégeons au mieux la vigne contre la propagation de la maladie.*

PLANCHE XXI.

Différents modes de dévastation de la baie.

Figure 164. IIa. Grappe de *Mézes fehér* (Vitis vinifera), tableau général de la dévastation lente des grains. (Premier cas *a* du groupe II.)

Figure 165. IIa. La même, différentes phases de développement du rot livide:

0. Grain sain.

0*. Pellicule d'un grain sain vue de haut, à la loupe.

1. *Grain couleur arc-en-ciel.* Le grain malade se ruine du côté du pédoncule et présente des raies parallèles (3—6).

1*. Le même. Examinée à la loupe, la zône malade est lisse, et la peau n'a éprouvé qu'un changement de couleur.

2. *Grain livide.* Ce changement de couleur est déterminé par le mycélium répandu sous l'épiderme tout entier.

2*. Le même vu à la loupe. La surface du grain est lisse et de couleur jaunâtre livide.

3. *Grain couleur saumon.* Sa surface présente déjà des inégalités, sa couleur est d'un saumon très singulier.

3*. Le même à la loupe. On y remarque de très petites saillies jaune-pâles, arrondies, très denses : ou les jeunes pelotes qui soulèvent la cuticule.

4. *Grain couleur de givre.* Il a une couleur dont le fond est d'un rouge sale, sur lequel sont disséminées de petites pustules grisâtres.

4*. Le même à la loupe, les pustules ont déjà éclaté, leur enveloppe fendue (la cuticule) en se repliant, laisse voir la matière blanche qui remplit les pustules.

5. *Grain rugueux.* Sa surface est de couleur rouge-pâle et recouverte de pustules grises.

5*. Le même vu à la loupe. On voit des pustules rondes blanches, sur un fond brun-jaunâtre sale. Les pycnides développées sont gonflées à la surface de la baie.

6. *Grain gris cendré.* Sa surface est cendrée et très rugueuse.

6*. Le même à la loupe. Sur un fond cendré apparaissent des pustules noires, avec des bords blancs. Les pycnides sont complètement mûres, et les spores sont en partie disséminées.

7. *Grain noir.* Contient encore un fluide visqueux.

7*. Le même à la loupe. La pellicule est noire avec des pustules noires et plates. Les pycnides sont en partie vides. L'hypoderme et la chair sont pourris.

Figure 165. 7**. (Correspond à l'état 7 de la figure précédente 165.) *Grain noir développé à l'air libre.* Vu à la loupe, on aperçoit la dissémination de la masse des spores en forme de boudins. On peut confondre cet état avec le black-rot.

Figure 166. Grains d'Aramon. I. *b).*

6. Leur contenu s'est pourri (et correspond à l'état 6 de la figure 165) il n'est resté que la pellicule subitement desséchée. C'est le cas *b)* de la maladie I. au cours rapide.

6*. On voit peu de pycnides noires sur le grain inférieur grossi. Sur les raisins bleus, on ne remarque que ce seul changement de couleur brun-rougeâtre. Les granules claires, d'un rose sale se composent de masses sucrées cristallisées sous l'épiderme.

Figure 167—168. Ic[1]. *Maladie au cours rapide* (I.). État décrit dans le 1er cas du paragraphe *c)* (p. 168). Grains grésillés, secs, couleur de rouille restant sur la grappe. Au-dessous d'eux, la partie de pellicule grossie avec les pycnides. (La numéro 167 de la figure à gauche, n'est pas imprimée sur la planche.)

Figure 169. I. c². Maladie au cours rapide (I). État décrit dans le 2e cas du paragraphe *c)* (p. 168.). Grains secs à lueur blanchâtre argentée et ressemblant à du parchemin. Il pénètre de l'air sous la cuticule soulevée vésiculairement ce qui détermine le changement de couleur caractéristique. Au-dessous, partie de pellicule vue à la loupe.

Figure 170. Vitis Labrusca var. *Isabella.* Baie infectée par des baies malades ; le rot livide est apparu sur la base de la baie et se répand ensuite sur toute la surface. (Infection par contact.)

Figure 171. Vitis Labrusca var. *Isabella.* Infectée également par des baies malades. L'infection provenant du contact, commence au sommet des baies.

Figure 172. Kövi-dinka (Vitis vinifera). Grappe malade (le 7 Septembre). L'une des fourchettes de la grappe est tombée malade (1) à sa tige supérieure, et la maladie se répandant ensuite sur toute la fourchette et sur tous les pédoncules qu'elle supporte, en a également infecté les baies.

L'autre branche de la fourchette (2) et la fourchette supérieure (3) sont demeurées indemnes et leurs baies ne sont infectées, que par les baies en contact avec la branche de la fourchette malade, ainsi qu'on le voit à l'endroit marqué d'un astérisque (*).

PLANCHE XXII.

Figure 173. Cuticule de *Kövi-dinka* (Vitis vinifera) vue de haut. Sur la surface de la baie blessée, la tension de la cuticule a changé, des raies ondulées parallèles à la blessure la parcourent. Ces endroits sont particulièrement favorables à la pénétration des spores. La cire a été en grande partie essuyée, la superficie est dénudée. Zeiss : ocul. compens. $^{6}/_{1\cdot5}$ object. apochromat. homog. Grossiss. 1000. Sur préparation fraîche.

Figure 174. Vitis vinifera. Endroit de pénétration d'un tube germinatif, sur l'épiderme d'une baie conservée à l'air humide, et infectée des spores du Coniothyrium. Autour de l'ouverture pratiquée par le tube germinatif, la membrane cellulaire s'est fortement gonflée, les cellules ont dépéri et sont si comprimées qu'on a peine à les reconnaître. Elles forment des îlots réfringents. Zeiss : ocul. compens. $^{4}/_{8}$ object. apochromat. Grossiss. 333. Sur préparation fraîche.

Figure 175. Vitis vinifera. Cellule épidermique polygonale de la partie épicotyle d'une plantule. La membrane de conidie vide (c) est encore visible sur la surface, près de l'orifice de pénétration. Le protoplasme dépérit partout où il était en contact avec le filament pénétré déjà dans le coin inférieur de la cellule ; ici le filament a complètement dévoré le plasme, et se courbe en arrière pour y chercher un nouvel aliment. Zeiss : ocul. compens. $^{12}/_{8}$ object. apochromat. Grossiss. 1000. Sur préparation fraîche.

Figure 176. Vitis vinifera. Épiderme de la partie épicotyle d'une plantule infectée. Le dégât de la membrane cellulaire se répande à distance, toutes les parois de la cellule malade jaunissent et même les voisines se gonflent aussi. Zeiss : ocul. compens. $^{6}/_{8}$ object. apochromat. Grossiss. 498. Préparation fraîche.

Figure 177. La même. Le tube germinatif ne pénètre point directement dans la lumière de la cellule, mais continue sa route (m) dans la membrane des parois latérales gonflées (sh) et se comporte comme un parasite de cellulose, c = conidie vide. Zeiss: ocul. compens. $^6/_8$ object. apochromat. Grossiss. 498. Sur préparation fraîche.

Figure 178. Tache de pénétration semblable à la ponctuation aréolée sur l'épiderme de la partie épicotyle d'une plantule; avec la conidie germant (c). Zeiss: ocul. compens. $^{12}/_8$ object. apochromat. Grossiss. 1000. Sur préparation fraîche.

Figure 179. Partie épicotyle d'une plantule. Pénétration se produisant aux points de contact des 3 cellules épidermiques. Même grossiss.

Figure 180. Filament à formations conidiennes (?), développé des pycnides formées sur une baie suspendue dans de l'eau contenant des spores. Zeiss: ocul. compens. $^6/_8$ object. apochromat. Grossiss. 498.

Figure 181—182. Commencements de pycnides à la surface de la même baie, sur la partie émergeant de l'eau. Même grossiss.

Figure 183. Vitis vinifera. Cellules épidermiques de la partie épicotyle des plantules. En suspendant la plantule dans de l'eau contenant des spores, des pénétrations se présentent, en 9 jours, sur toute l'épiderme. Pénétration sur une cloison radiale, autour de la brèche, la membrane cellulaire est fortement renflée (sh).

Ses couches intérieures sont brun-jaunâtres, les couches extérieures sont incolores, ondulées, légères et sous la conidie (c) vide, la paroi de l'épiderme a jaunie. Zeiss: ocul. compens. $^{12}/_8$ object. apochromat. Grossiss. 1000. Sur préparation fraîche.

Figure 184. Le tube germinatif pénétré se répand rapidement dans les cellules épidermiques de la plantule infectée et pousse des branches nouvelles (m). Les cellules de l'épiderme sont ici, sur la partie épicotyle, très allongées. Zeiss: ocul. compens. $^{12}/_8$ object. apochromat. Grossiss. 1000. Sur préparation fraiche.

Figure 185—187. Cellules épidermiques avec pénétrations, de la partie épicotyle d'une plantule. Autour de la brèche de pénétration, la membrane de la cellule épidermique jaunit et se gonfle comme une ponctuation aréolée, c = conidie vide. Même grossiss.

Figure 188. La macroconidie germée a poussé un tube fort long et après la pénétration, la cloison cellulaire s'est renflée sur une grande superficie, en forme de triangle. Zeiss: ocul. compens. $^{12}/_8$ object. apochromat. Grossiss. 1000. Sur préparation fraîche.

Figure 189. 1. Baie mûre de *Chasselas blanc* suspendue dans de l'eau renfermant des spores de Coniothyrium.

2. Tiers émergeant de l'eau avec des pycnides.

3. Baie semblable présentant, à sa partie immergée des taches d'infection brunes, avec parties de mycélium frangées, et à sa partie émergée, du mycélium blanc duveté, dans lequel des pelotes se sont déjà formées. Grandeur naturelle.

Figure 190. Vitis vinifera. Épiderme de la pédicelle verte (de 1·5 mm de diamètre) infectée dans l'eau ; sur un morceau d'épiderme de 0·6 mm^2 on compte jusqu'à 34 pénétrations. La membrane de la cellule épidermique transpercée est toujours très gonflée et bouche presque le trou. Zeiss : ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 125.

Figure 191. La même. Endroits de pénétrations voisines sous un plus fort grossissement. La membrane cellulaire gonflée a bouché en grande partie les ouvertures. Zeiss : ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 333.

Figure 192. Vitis vinifera. Section transversale d'une pédicelle. Le long des pénétrations, les cloisons latérales de l'épiderme ainsi que leur paroi extérieure se gonflent fortement et forment des épaississements luisants ronds ou coniques. Traités par le chloro-iodure de zinc ces épaississements (ainsi que les fibres scléreuses, le bois, la moëlle, les rayons médullaires) deviennent jaunes. Même grossiss.

PLANCHE XXIII.

Bouillie bordelaise.

Figure 193. a) *Bouillie bordelaise fraîche à 2°/₀.*

b) *La même* sous un gross. de 390 fois. Les petits corps irréguliers, arrondis ou anguleux, incolores (d'un diamètre de 1 à 5 μ) se composent de $Ca(OH)_2$ d'hydroxyde de chaux. Le cuivre s'y présente sous différentes combinaisons : (1) des flocons jaune vert-clair renfermant probablement du $Ca(OH)_2$; (2) des flocons finement granulés d'un bleu-vert ; (3) des formations incolores, vésiculaires, récélant en elles de petits corps ressemblant à l'hydroxyde de chaux. On voit aussi quelques cristaux de plâtre, de forme aiguille.

Figure 194. Bouillie bordelaise de quelques jours. Les combinaisons cupriques (2) y forment de grands flocons, les grains d'hydroxyde de chaux sont plus grands et plus rares et les cristaux de plâtre en forme d'aiguille, apparaissent en plus grand nombre.

Figure 195. Bouillie bordelaise de 3 semaines conservée hermétiquement. Les cristaux de plâtre forment des sphaerites (sph) imbibés de cuivre et devenus ainsi bleu-vert. Quelques cristaux de plâtre se sont accrus par suite d'une différentiation lente ($CaSO_4$). Dans les flocons finement granulés, le carbonate de chaux ($CaCO_3$) commence à se différentier. Les grains d'hydroxydé de chaux sont devenus plus rares, ainsi que les cristaux de plâtre aiguille jumeaux.

Figure 196. a) *Bouillie bordelaise à 2°/₀ carbonatée* par un courant d'acide carbonique, de couleur vert-bleuâtre.

b) *La même* sous un gross. de 390 fois. A côté des cristaux de plâtre-aiguille, apparaissent déjà les jumeaux en queue d'hirondelle ($CaSO_4$). Le carbonate de chaux ($CaCO_3$) forme de petits flocons finement granulés. Les sphaerites de plâtre imbibés de cuivre sont plus rares.

Figure 197. La même bouillie desséchée et traitée par l'acide chlorhydrique. On ne voit subsister que les cristaux de plâtre ($CaSO_4$).

Figure 198. a) *Bouillie bordelaise à 3°/₀ carbonatée*, est encore plus verte.

b) La même sous un gross. de 390 fois. Sa structure microscopique est la même (figure 196 b), mais la cristallisation de plâtre est plus abondante ($CaSO_4$). Dans cette épreuve, on peut voir des éclats bleus, formés probablement de sulfate de cuivre non-dissous ($CuSO_4$).

Figure 199. La même, desséchée et traitée par l'acide chlorhydrique vue sous un gross. de 390 fois. Il reste après la dissolution un plus grand nombre de cristaux de plâtre et surtout, les cristaux en forme de livre ouvert se multiplient.

Figure 200. a) *Bouillie bordelaise à 4°/₀ carbonatée.* La couleur ne diffère guère de la précédente (figure 198 a).

b) *La même* sous un gross. de 390 fois, ne présente pas de différences appréciables, seules les formations de cuivre en flocons sont devenues plus grandes.

Figure 201. Bouillie bordelaise à 4°/₀ carbonatée, desséchée et traitée par l'acide chlorhydrique, vue sous un gross. de 390 fois. Les cristaux de plâtre sont plus abondants.

Figure 202. Partie d'une feuille de vigne sulfatagée également à la bouillie bordelaise, en proportion naturelle.

Figure 203. La même, vue au microscope. Les gouttes les plus petites ont atteint un diamètre de 262—350 μ, les moyennes de 500—700 μ, les plus grandes de 800—3000 μ. Gross. 20 fois.

Figure 204. Les gouttes de bouillie desséchées se fendillent, se gonflent en vésicule et leur partie médiane bombée finit par se détacher de la feuille. Gross. 20 fois. Les spores situées sur la feuille ne sont point visibles, le grossissement n'étant pas assez fort.

Figure 205. Goutte de bouillie bordelaise sous un gross. de 100 fois. Elle est tombée en une infinité de débris, plus grands que les spores (sp) du Coniothyrium mélangées, et nous voyons autour de la goutte desséchée les spores parsemées et non atteintes par le sulfatage.

PLANCHE XXIV.

Compagnons du rot livide.

Figure 206. Colletotrichum Vitis n. sp. sur les pousses de vignes européennes dévastées par le rot livide. Zeiss-Greenough : grossiss. 25.

Figure 207. Colletotrichum Vitis n. sp. Coussin épineux sous un plus fort grossiss. Zeiss : ocul. compens. 4/ . object. apochromat. Grossiss. 62.

Figure 208. Colletotrichum Vitis n. sp. Réceptacle coupé transversalement, produisant des spores. On voit à sa base le lit de l'hyménium (á) composé de faux parenchyme brun-foncé, à côté duquel un nouveau réceptacle se forme (t). Le premier hyménium déjà fane (h·) est pénétré par le nouvel hyménium (h·), qui produit des spores en forme de faucille (sp). Les grands

poils (s) saillants du lit de l'hyménium sont vides et sont coupés d'une manière différente, selon leur direction. Sous le réceptacle on aperçoit le collenchyme (c) comprimé, complètement dévasté et plus à l'intérieur, un grand faisceau de sclérenchyme (skl). Zeiss: ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250. Sur matière fraiche.

Figure 209. Colletotrichum Vitis n. sp. Coupe transversale d'un réceptacle tout jeune, ayant fendu l'épiderme de la pousse. Les filaments développés sous l'épiderme (e) forment un lit produisant l'hyménium. Du lit sortent de grands poils bruns et vides. Zeiss: ocul. compens. $^4/_4$ object. apochromat. Grossiss. 250. Sur matière fraiche.

Figure 210. Botrytis cinerea Pers. Coupe transversale de la pellicule d'une baie de Vitis vinifera, couvert par le Botrytis, qui a déjà atteint à peu prés la fin de son développement et formé un revêtement noir brun foncé (a), ressemblant à de la suie, de faux parenchyme par l'entrelacement des ses hyphes. Là-dessus se place un tissu d'hyphes vivant, touffu (b), qui se colore en bleu vif par le bleu méthylique. La troisième couche jaunâtre (c) court parallèlement aux pycnides et forme autour d'elles la couche défensive du Coniothyrium. Les pycnides (p) produisent encore des spores. Leur hyménium et la couche du tapis se colorent vivement par le bleu méthylique. Zeiss: ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 125. Sur préparation teinte.

Figure 211. Pestalozzia uvicola Speg. Pycnides sur la surface de la pousse d'une vigne européenne. Les masses de spores se vident sous forme de boudins et se tortillent comme des vers. Zeiss-Greenough: grossiss. 25.

Figure 212. Pestalozzia uvicola Speg. Le bout inférieur des spores est orné de 3—4 petits poils incolores. Zeiss: ocul. compens. $^6/_4$ object. apochromat. Grossiss. 372.

Figure 213. Spores d'une espèce de *Pestalozzia* germées dans une préparation (montée) à la glycérine. Elles se développent en série de 1, 2, 3 et poussent parfois des tubes extrêmement longs. Zeiss: ocul. compens. $^4/_8$ object. apochromat. Grossiss. 333.

Figure 214. Cytospora ampelina Sacc. Ostioles d'un fruit, vus de haut. Zeiss: ocul. compens. $^6/_{16}$ object. apochromat. Grossiss. 94.

Figure 215. 1. *Cytospora ampelina Sacc.* Fruit sur des pousses de vignes européennes atteintes de rot livide. Coupe longitudinale, avec l'hyménium formé autour de l'enveloppe du fruit. Même grossiss.

2. Partie d'hyménium. Les filaments sporogènes ont déjà désarticulé les spores, et sont courbés en crochets.

3. Spores.

Zeiss: ocul. compens. $^6/_8$ object. apochromat. Grossiss. 498.

Planche I.



Lithogr. A. Berger.



Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár pinx.



Lithogr. A. Berger

I. 1902.



Gy. de Istvánffi et Gy. M... pinx.


CENTRAL AMPÉLOLOGIQUE
HONGROIS.

I. 1902.



Gy. de Istvanffi et Gy Molnár pinx







Lithogr. A. Berger.


ANNALES DE L'INSTITUT C
ROYAL H

Planche VI

Lithogr. A. Berger.

Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár pinx.

Planche VII



Lithogr. A. Berger.


de Istvánffi et Gy Molnár pinx.



53.I

ph¹ ph² lö f¹ f² k p

Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár pinx.



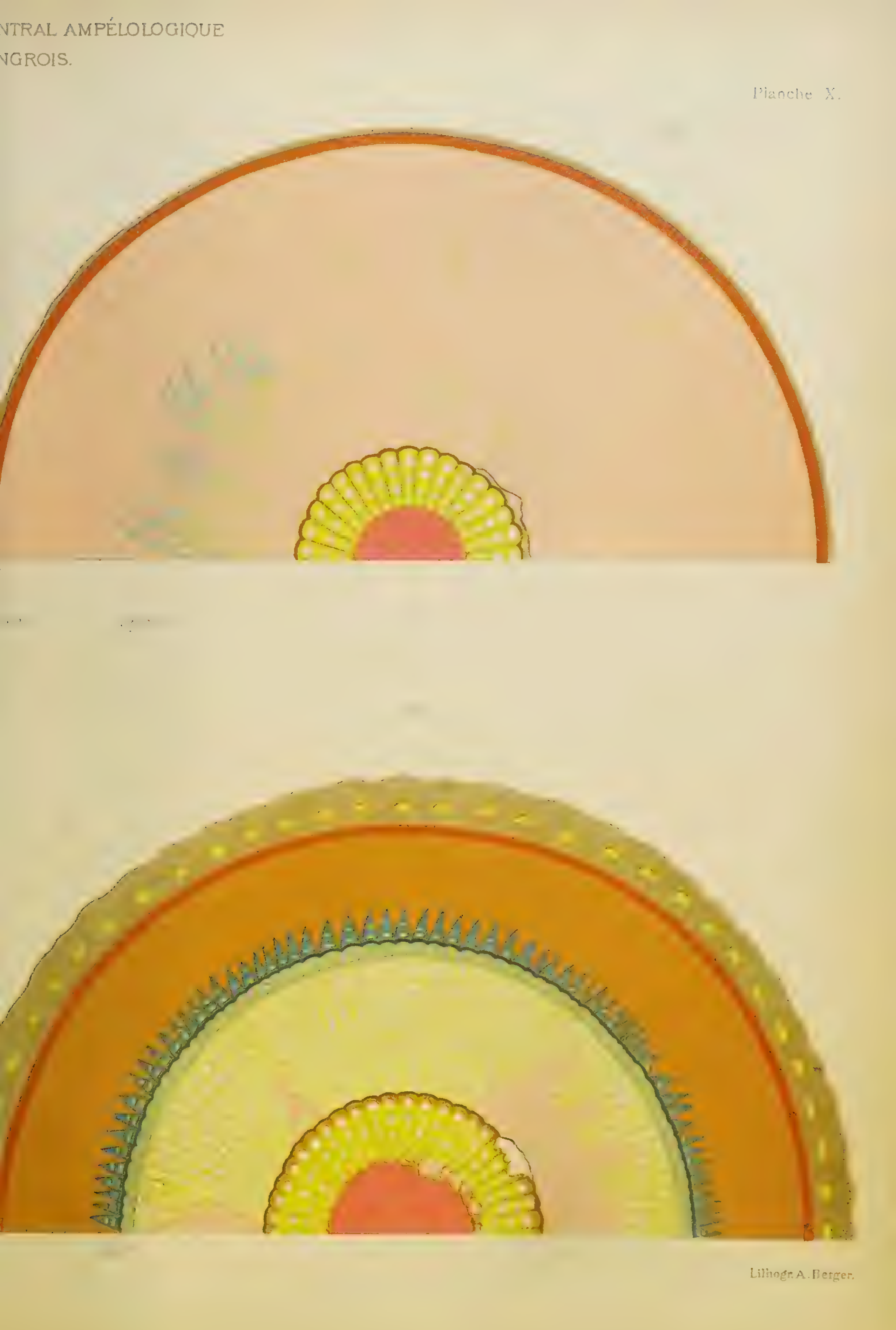
Lithogr. A. Berger.

I. 1902.



Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár pinx.

Planche X.



Lithogr. A. Berger.



vanffi et Gy Molnar pn

Planche XI.



Lithogr. A. Berger.

Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár del.

Planche XII.



Lith. de la Soc. an. ... um, Budapest



Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár del.

Planche XIII.



Lith. de la Soc. an. Athenaeum, Budapest.

I. 1902.



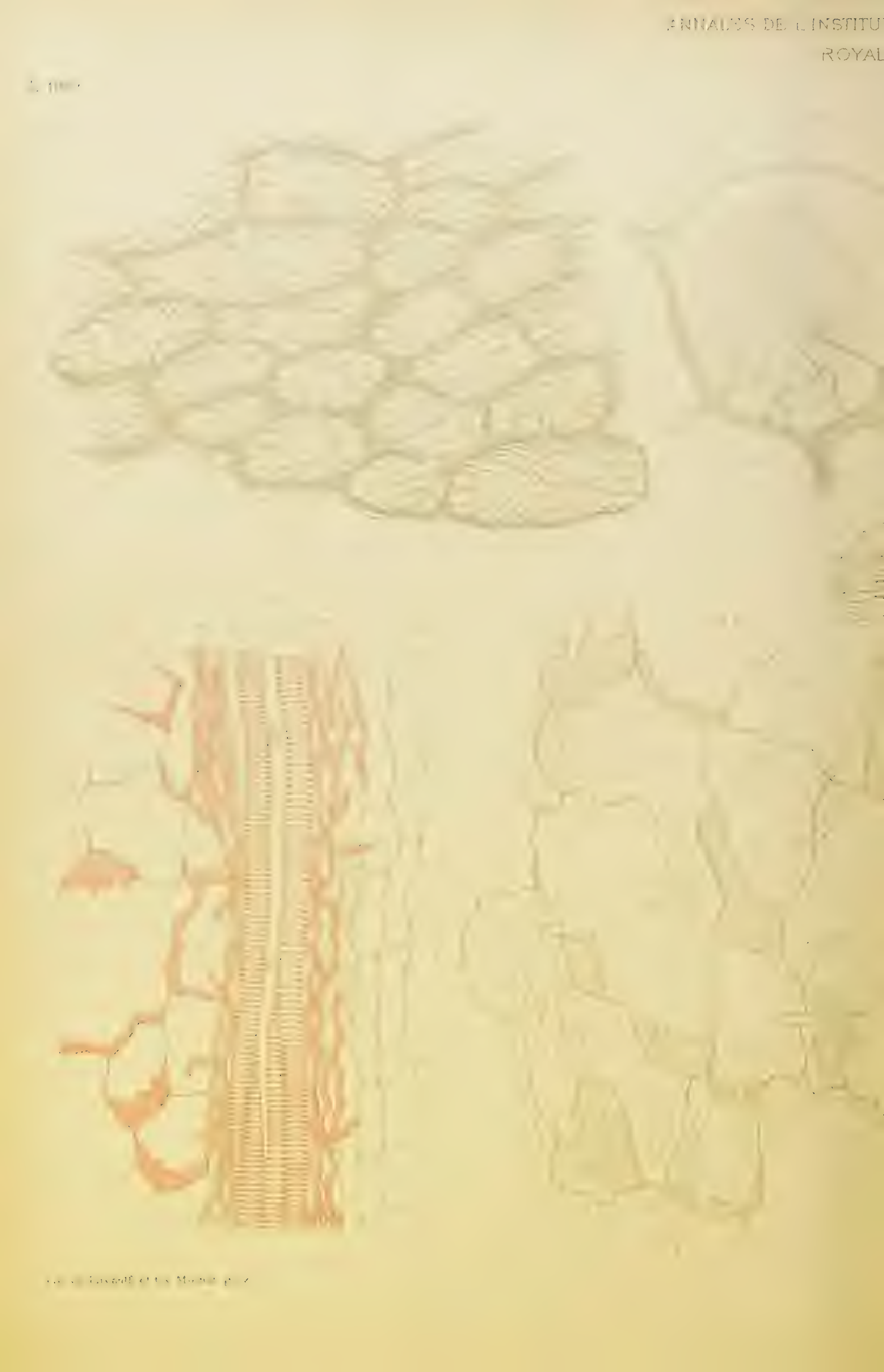
de Istvánffi et Gy Molnár pinx.



115

Planche XV.

Lithogr. A. Berger.





Lithogr. A. Berger.

I. 1902.

y. de Istvánffi et Gy. Molnár del.

127 2

Lith. de la Soc. an. Athenaeum, Budapest.

Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár del


AL AMPÉLOLOGIQUE
Lith. de la Soc. an. Athenaeum, Budapest.

I. 1902.



Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár del.

Planche XIX

Lith. de la soc. an. Athenaeum, Budapest

I. 1902.



Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár pinx.

Planche XX.



Lithogr. A. Berger.



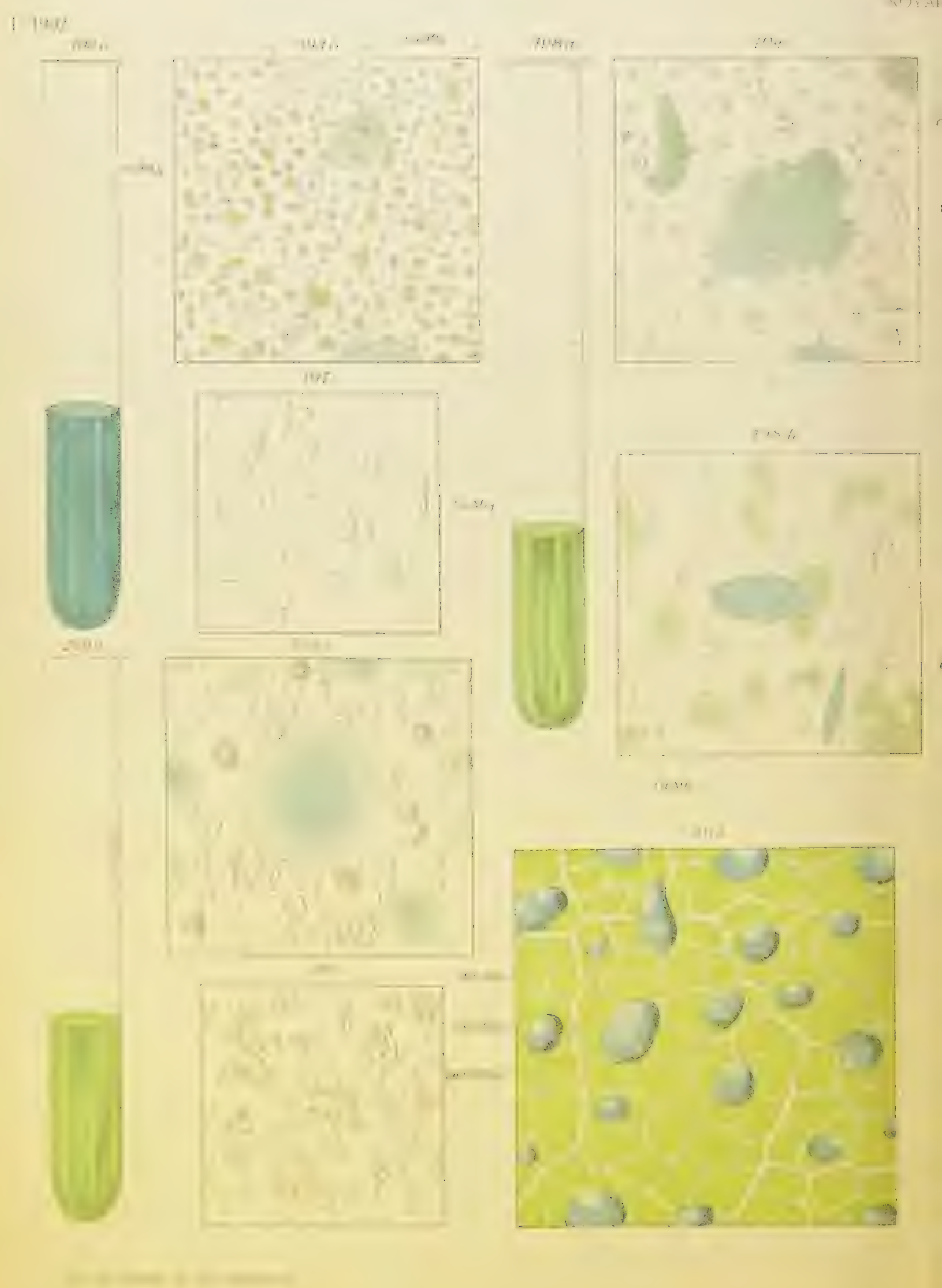
Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár pinx.


TRAL AMPÉLOLOGIQUE
GROIS.
Planche XXI
Lithogr. A. Berger.



173
175
178
174
179
176
177
183


184.
187
188
186
191
189





Lith. de la Soc. an. Athenaeum, Budapest.





CENTRAL AMPÉLOLOGIQUE
HONGROIS.
Lithogr. A. Berger.